

**Erfassung und Modellierung mikrobieller  
C– und N–Umsetzungsprozesse in  
südostniedersächsischen Löß–Ackerböden**

Von der Gemeinsamen Naturwissenschaftlichen Fakultät  
der Technischen Universität Carolo-Wilhelmina  
zu Braunschweig  
zur Erlangung des Grades eines  
Doktors der Naturwissenschaften  
(Dr.rer.nat.)

genehmigte  
Dissertation

von Torsten Harden  
aus Hamburg

1. Referent: PD Dr. R. Nieder

2. Referent: Prof. Dr. O. Larink

eingereicht am: 4. Juni 1998

mündliche Prüfung (Disputation) am: 21. September 1998

Jahr der Drucklegung: 1998

Teilergebnisse aus dieser Arbeit wurden mit Genehmigung der Gemeinsamen Naturwissenschaftlichen Fakultät, vertreten durch den Mentor der Arbeit, in folgenden Beiträgen vorab veröffentlicht:

### **Publikationen**

HARDEN, T., HARTMANN, A., NIEDER, R. & RICHTER, J.: Mikrobielle Stickstoffimmobilisation in einem Lößboden unter Winterweizen nach Applikation verschiedener Mineraldünger-N-Formen. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **76**: 787-790 (1995).

HARDEN, T., NIEDER, R. & RICHTER, J.: Vegetationsgebundene Dynamik des Stickstoffs in Ackerböden. In: O. RICHTER, D. SÖNDGERATH, B. DIEKKRÜGER (Hrsg.). *Landschaftsökologie und Umweltforschung* **24** (2): 643-664 (1996).

HARDEN, T., BLAGODATSKY, S. A., NIEDER, R. & RICHTER, J.: Modellierung der zeitlichen Dynamik von mikrobieller Biomasse und  $N_{\min}$  während einer Langzeitinkubation mit Stroh. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **85**: 501-504 (1997).

### **Tagungsbeiträge**

HARDEN, T., HARTMANN, A., NIEDER, R. & RICHTER, J.: Mikrobielle Stickstoffimmobilisation in einem Lößboden unter Winterweizen nach Applikation verschiedener Mineraldünger-N-Formen (Poster). *Jahrestagung der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft*, Halle (1995).

HARDEN, T., NIEDER, R. & RICHTER, J.: Die Dynamik der mikrobiellen Biomasse und deren Beitrag zur N-Immobilisation (Vortrag). Abschlußkolloquium des Sonderforschungsbereichs 179 der Deutschen Forschungsgemeinschaft, Braunschweig (1996).

HARDEN, T., BLAGODATSKY, S. A., NIEDER, R. & RICHTER J.: Modellierung der zeitlichen Dynamik von mikrobieller Biomasse und  $N_{\min}$  während einer Langzeitinkubation mit Stroh (Poster). *Jahrestagung der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft*, Konstanz (1997).

HARDEN, T.: Die Bedeutung mikrobieller Umsetzungsprozesse für die N-Mineralisation und Immobilisation (Vortrag). Gemeinsame Sitzung des AK Bodennutzung in Wassereinzugsgebieten und des AK Ungesättigte Zone der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft, Göttingen (1998).

## ***Kurzfassung***

Während der Vegetationszeit von Ackerfrüchten läßt sich nach dem derzeitigen Kenntnisstand die Stickstoffnachlieferung aus dem Boden nur unzureichend vorher-sagen. Ein besseres Verständnis der Stickstoffdynamik im Boden könnte dazu beitra-gen, bei der Bemessung der mineralischen N-Düngung die N-Nachlieferung aus dem Boden präziser zu berücksichtigen und somit den N-Düngereinsatz zu reduzieren.

In Freilandversuchen wurde die zeitliche Dynamik von mikrobiell gebundenem Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ) und Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ) sowie von mineralischem Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ) im Boden bei unterschiedlicher mineralischer und organischer Stickstoffdüngung verfolgt. Es konnte weder ein Einfluß der Düngerform noch der Düngermenge oder der Zugabe von organischer Düngung auf die  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte beobachtet werden. Ebenso war es nicht möglich, eine charakteristische zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse nachzuweisen. Anhand einer Auswertung von Daten aus der vorliegenden Arbeit gemeinsam mit den Daten anderer Autoren konnte ein Ansteigen der Bio-massegehalte im Boden im Frühjahr und ein Absinken im Herbst verdeutlicht werden.

In einem Laborinkubationsexperiment wurden unter kontrollierten Bedingungen die  $C_{\text{mik}}$ -,  $N_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{min}}$ -Gehalte sowie die  $\text{CO}_2$ -Freisetzung mit und ohne Zugabe von Stroh gemessen. Es konnte gezeigt werden, daß eine N-Immobilisation nicht zwangs-weise mit einer Steigerung des  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes verbunden ist.

Die im Laborinkubationsexperiment gemessene C- und N-Dynamik konnte mit zwei verschiedenen Modellansätzen sehr gut reproduziert werden. Mit Hilfe der Simulati-onsrechnungen wurden der mikrobielle C- und N-Umsatz kalkuliert. Es ergab sich nach Strohzugabe eine Umsatzzeit der mikrobiellen Biomasse von 13 bis 40 Tagen und eine Umsatzzeit zwischen 100 und 400 Tagen, wenn kein Stroh hinzugefügt wurde.

<b><i>Inhaltsverzeichnis</i></b>	<b>Seite</b>
<b>Kurzfassung</b> .....	4
<b>Inhaltsverzeichnis</b> .....	5
<b>Verzeichnis der Abbildungen</b> .....	7
<b>Verzeichnis der Tabellen</b> .....	9
<b>Verzeichnis der Symbole und Abkürzungen</b> .....	10
<b>1 Einleitung</b> .....	13
1.1 Problemstellung .....	13
1.2 Zielsetzung .....	17
<b>2 Material und Methoden</b> .....	19
2.1 Beschreibung des Standortes und der Böden .....	19
2.2 Beschreibung der Versuche .....	20
2.2.1 Labormodellversuch mit statischen Mikrokosmen .....	21
2.2.2 Feldversuche .....	24
2.3 Labormethoden .....	26
2.3.1 Bodenwassergehalt .....	26
2.3.2 Mineralischer Stickstoff ( $N_{\min}$ ) .....	26
2.3.3 Mikrobiell gebundener Kohlenstoff und Stickstoff .....	27
2.3.4 Dehydrogenaseaktivität (DHA) .....	30
2.4 Maßeinheiten .....	31
2.5 Beschreibung der verwendeten Modellansätze .....	31
2.5.1 DAISY .....	31
2.5.2 NiCa .....	37
2.6 Verwendete Software und statistische Auswertung .....	43

<b>3 Ergebnisse</b>	45
3.1 Laborversuch mit statischen Mikrokosmen	45
3.2 Feldversuche	50
3.2.1 Witterung	50
3.2.2 Ernteerträge	50
3.2.3 Bodenwassergehalte	51
3.2.4 Mineralischer Stickstoff ( $N_{\min}$ )	53
3.2.5 Mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ )	56
3.2.6 Mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ )	59
3.2.7 Mikrobielle Aktivität	65
<b>4 Modellierung der Ergebnisse aus dem Laborexperiment</b>	68
4.1 DAISY	68
4.2 NiCa	83
<b>5 Diskussion</b>	88
5.1 Zeitliche Dynamik von Biomasse-C und -N	88
5.2 Umsatz von Biomasse-C und -N	94
5.3 Möglichkeiten der Modellierung mikrobieller Umsetzungsprozesse	107
<b>6 Zusammenfassung</b>	112
<b>7 Literatur</b>	115
<b>Danksagung</b>	129

***Verzeichnis der Abbildungen***

Abb. 1: Schema der Anlage und der Beprobung des Laborversuchs.....	23
Abb. 2: Struktur des verwendeten Mineralisationsmodells DAISY .....	33
Abb. 3: Struktur des Modells NiCa.....	39
Abb. 4: C- und N-Dynamik während des Laborversuchs bei gleichzeitiger Zugabe von Stroh und Stickstoff.....	46
Abb. 5: C- und N-Dynamik während des Laborversuchs bei Zugabe von Stickstoff nach 96 Inkubationstagen.....	47
Abb. 6: Monatliche Niederschlagssumme und Durchschnittstemperatur auf dem Standort Neuenkirchen für die Jahre 1994 und 1995 .....	50
Abb. 7: Bodenwassergehalte der Bodenschicht 0-30 cm während der Feldversuche 1994.....	52
Abb. 8: Bodenwassergehalte der Bodenschicht 0-30 cm während des Düngerformenversuchs 1995 .....	53
Abb. 9: Zeitliche Dynamik des mineralischen Stickstoffs in der Ackerkrume während der Feldversuche 1994.....	54
Abb. 10: Zeitliche Dynamik des mineralischen Stickstoffs in der Ackerkrume während des Düngerformenversuchs 1995 .....	56
Abb. 11: Zeitliche Dynamik des Kohlenstoffs in mikrobieller Biomasse während der Feldversuche 1994.....	57
Abb. 12: Zeitliche Dynamik des Kohlenstoffs in mikrobieller Biomasse während des Düngerformenversuchs 1995 .....	59
Abb. 13: Zeitliche Dynamik des mit der Persulfatmethode gemessenen mikrobiell gebundenen Stickstoffs während der Feldversuche 1994.....	60
Abb. 14: Zeitliche Dynamik des mit der Persulfatmethode gemessenen mikrobiell gebundenen Stickstoffs während des Düngerformenversuchs 1995 .....	61
Abb. 15: Zeitliche Dynamik des mit der Ninhydrinmethode gemessenen mi- krobiell gebundenen Stickstoffs während der Feldversuche 1994.....	63
Abb. 16: Korrelation zwischen dem mit der Persulfatmethode und mit der Ninhydrinmethode ermittelten mikrobiell gebundenen Stickstoff .....	64

Abb. 17: Zeitliche Dynamik der Dehydrogenaseaktivität während der Feldversuche 1994.....	66
Abb. 18: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell DAISY .....	73
Abb. 19: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell DAISY nach Parameteranpassung.....	79
Abb. 20: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem nach MUELLER et al. (1997) veränderten Modell DAISY .....	82
Abb. 21: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell NiCa.....	85
Abb. 22: Relativer Gehalt an mikrobieller Biomasse ( $C_{\text{mik}}$ und $N_{\text{mik}}$ ) im Verlauf eines Jahres, zusammengefaßt aus 4 Arbeiten .....	91
Abb. 23: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe-, Wachstums- und Brutto-Umsatzraten für $C_{\text{mik}}$ bei Inkubation ohne Strohzugabe.....	102
Abb. 24: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe-, Wachstums- und Brutto-Umsatzraten für $C_{\text{mik}}$ bei Inkubation mit Strohzugabe .....	103
Abb. 25: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe-, Wachstums- und Brutto-Umsatzraten für $N_{\text{mik}}$ bei Inkubation ohne Strohzugabe.....	104
Abb. 26: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe-, Wachstums- und Brutto-Umsatzrate für $N_{\text{mik}}$ bei Inkubation mit Strohzugabe.....	105



***Verzeichnis der Tabellen***

Tab. 1:	Bodeneigenschaften der untersuchten Schläge .....	20
Tab. 2:	Düngetermine und Düngermengen der Feldversuche 1994.....	26
Tab. 3:	Kalkulation der statistischen Kennwerte zur Beurteilung der Simulationsergebnisse nach LOAGUE & GREEN (1991). ....	44
Tab. 4:	Kornerträge auf den Flächen der Feldversuche 1994/95.....	51
Tab. 5:	Parameter für die verschiedenen Simulationen mit dem Modell DAISY. ....	70
Tab. 6:	Statistische Kennwerte der Simulationen mit dem Modell DAISY.....	72
Tab. 7:	Korrelationsmatrix für die Abbau-, Sterberaten- und Erhaltungsko- effizienten des Modells DAISY bei kompletter Parameteranpassung an die Variante ohne Strohzugabe .....	78
Tab. 8:	Verwendete Parameter für das Modell NiCa.....	84
Tab. 9:	Statistische Kennwerte der Simulationen mit dem Modell NiCa. ....	84
Tab. 10:	Berechneter C- und N-Flux durch die mikrobielle Biomasse.....	106

### *Verzeichnis der Symbole und Abkürzungen*

$\zeta$	Abbaurrate im Modell DAISY [kg C d <sup>-1</sup> ]
$\mu(N_{min})$	spezifische N-Aufnahmerate der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
$\mu(C_s)$	spezifische Wachstumsrate der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
$\mu_{max}$	maximale spezifische Wachstumsrate der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
$a(C_s)$	potentielle, substratabhängige Todesrate im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
AHL	Ammonitratharnstofflösung
$a_{max}$	maximale Todesrate im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
BIO <sub>i</sub>	Biomassekompartiment im Modell DAISY
CFE	Chloroform-Fumigation-Extraktion
C <sub>mik</sub>	Kohlenstoff in mikrobieller Biomasse
CN	C:N-Verhältnis eines Kompartimentes im Modell DAISY
C <sub>org</sub>	organischer Kohlenstoff
C <sub>OS</sub>	organischer Kohlenstoff im Modell NiCa
CRM	Koeffizient der Residuen (statistische Größe)
C <sub>S</sub>	wasserlöslicher Kohlenstoff im Modell NiCa
D	mikrobielle Todesrate [Jahr <sup>-1</sup> ]
DB	Dynamikbeiwert [d <sup>-1</sup> ]
D <sub>BIOi</sub>	Sterberate eines Biomassekompartimentes im Modell DAISY [kg C d <sup>-1</sup> ]
d <sub>BIOi</sub>	Sterberatenkoeffizient eines Biomassekompartimentes im Modell DAISY [d <sup>-1</sup> ]
DHA	Dehydrogenaseaktivität [µg TPF g <sup>-1</sup> Boden]
dt	Dezitonne (100 kg)
E	Substratnutzungskoeffizient im Modell DAISY (dimensionslos)
E <sub>C</sub>	durch Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbarer Kohlenstoff [µg C g <sup>-1</sup> Boden]
EF	Effizienz des Modells (statistische Größe)
E <sub>N</sub>	durch Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbarer Stickstoff [µg N g <sup>-1</sup> Boden]
E <sub>Nin</sub>	durch Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbarer ninhydrinreaktiver Stickstoff [µg N g <sup>-1</sup> Boden]
f	Partitionierungskoeffizient im Modell DAISY
G	mikrobielle Wachstumsrate [Jahre <sup>-1</sup> ]
ha	Hektar (10 000 m <sup>2</sup> )

$k$	Ratenkoeffizient für den Abbau eines Kompartimentes im Modell DAISY
$k_a$	Dämpfungskonstante im Modell NiCa [mg C]
$k_{EC}$	Proportionalitätsfaktor zwischen $C_{mik}$ und $E_C$
$k_{EN}$	Proportionalitätsfaktor zwischen $N_{mik}$ und $E_N$
$k_{Enin}$	Proportionalitätsfaktor zwischen $N_{mik}$ und $E_{Nin}$
$k_h$	Michaelis-Menten-Konstante für den Abbau der organischen Substanz im Modell NiCa [mg C g <sup>-1</sup> Boden]
$k_n$	Michaelis-Menten-Konstante für die spezifische N-Aufnahmerate der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa [mg N g <sup>-1</sup> Boden]
$k_{rC}$	Begrenzungskonstante für die C-abhängige mikrobielle Aktivität im Modell NiCa [mg C g <sup>-1</sup> Boden]
$K_{rN}$	Begrenzungskonstante für die N-abhängige mikrobielle Aktivität im Modell NiCa [mg N g <sup>-1</sup> Boden]
$k_s$	Michaelis-Menten-Konstante für mikrobielles Wachstum im Modell NiCa [mg C g <sup>-1</sup> Boden]
$LSD_{0,05}$	least significant difference mit $p < 0,05$ (statistische Größe)
$m$	Erhaltungskoeffizient im Modell DAISY [d <sup>-1</sup> ]
$n$	Stichprobenumfang
$nc_{max}$	maximales N:C-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa
$n_{max}$	maximale N-Aufnahmerate der mikrobiellen Biomasse im Modell NiCa
$N_{mik}$	Stickstoff in mikrobieller Biomasse [μg N g <sup>-1</sup> Boden]
$N_{min}$	mineralischer Stickstoff (Summe aus NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N, NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N und NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N)
$N_{org}$	organischer Stickstoff
$N_{OS}$	organischer Stickstoff im Modell NiCa
$N_{total}$	Gesamtstickstoff im Boden
$OS_i$	Kompartiment mit organischer Substanz im Modell DAISY
$p$	Irrtumswahrscheinlichkeit (statistische Größe)
$q(C_{os})$	spezifische Abbaurate der organischen Substanz im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
$q_{max}$	maximale spezifische Abbaurate im Modell NiCa [d <sup>-1</sup> ]
$R$	mikrobielle Umsatzrate [Jahr <sup>-1</sup> ]
$r$	Zustandsgröße für mikrobielle Aktivität im Modell NiCa (dimensionslos)
$r$	Korrelationskoeffizient (statistische Größe)
$r^2$	Bestimmtheitsmaß (statistische Größe)
$R_B$	Brutto-Umsatzrate der mikrobiellen Biomasse [Jahre <sup>-1</sup> ]
$RES_i$	Kompartiment mit pflanzlichen Residuen im Modell DAISY

RMSE	Wurzel der mittleren Fehlerquadrate (statistische Größe)
$T$	mikrobielle Umsatzzeit [Jahre]
$t$	Zeit
$t_U$	Untersuchungszeitraum [d]
TPF	Triphenyltetrazoliumformazan
TTC	Triphenyltetrazoliumchlorid
$U \text{ min}^{-1}$	Umdrehungen pro Minute
$Y_r$	Effizienz des mikrobiellen Abbaus im Modell NiCa
$Y_s$	Effizienz der mikrobiellen Substratnutzung im Modell NiCa

## ***1 Einleitung***

### ***1.1 Problemstellung***

Stickstoff ist in Ackerböden häufig der ertragsbegrenzende Nährstoff für landwirtschaftliche Kulturpflanzen. Somit befaßt sich die landwirtschaftliche Forschung zu einem wesentlichen Teil seit Anfang dieses Jahrhunderts mit der Optimierung der Stickstoffdüngung zu Feldfrüchten. Aus der Produktionsfunktion läßt sich für viele annuelle Früchte ableiten, daß aus betriebswirtschaftlicher Sicht eine hohe Stickstoffversorgung der Kulturpflanzen anzustreben ist. Einzelbetriebswirtschaftlich betrachtet kann es durchaus ökonomisch sinnvoll sein, die Menge der Stickstoffdüngung höher zu bemessen als es dem Stickstoffentzug durch die Kulturpflanzen entspricht. So werden auf der landwirtschaftlich genutzten Fläche der Bundesrepublik Deutschland pro Hektar und Jahr im Durchschnitt 96 kg Stickstoff mehr gedüngt, als von den Pflanzen entzogen wird (BECKER 1996). Ein Teil dieses überschüssig gedüngte Stickstoffs kann als Nitrat aus dem Bodenprofil verlagert werden und somit eine Verunreinigung des Grundwassers bewirken. Ein weiterer Teil kann gasförmig als  $N_2$ ,  $NO_x$  oder  $NH_3$  in die Atmosphäre entbunden werden und somit auf verschiedene Weisen negative Auswirkungen auf die Umwelt hervorrufen. Gasförmig freigesetztes  $N_2O$  fördert den katalytischen Abbau der Ozonschicht in der Stratosphäre und ist somit als klimarelevantes Gas einzustufen (ENQUETE BERICHT 1992). Andere gasförmige N-Verbindungen können durch atmosphärische Deposition oligotrophe Ökosysteme bedrohen.

Zum Schutz des Grundwassers, der Erdatmosphäre und im Interesse einer ressourcenschonenden Landbewirtschaftung muß es ein Ziel der landwirtschaftlichen Forschung sein, Methoden zu entwickeln, den Stickstoffüberschuß zu reduzieren. Neben pflanzenbaulichen Maßnahmen (z. B. Fruchtfolge, Bodenbearbeitung) sollte die bedarfsgerechte Düngung landwirtschaftlicher Kulturen besonders beachtet werden.

Durch die sogenannte  $N_{min}$ -Methode (SCHARPF & WEHRMANN 1975), deren Anwendung in der Bundesrepublik inzwischen weit verbreitet ist, konnte die

Bemessung der mineralischen N-Düngung zu landwirtschaftlichen Kulturpflanzen erheblich verbessert werden. Bei dieser Methode wird der Gehalt an mineralischem Stickstoff ( $N_{\min}$ ) im Boden zu Vegetationsbeginn im Frühjahr gemessen und unter Berücksichtigung der Bodeneigenschaften und der angebauten Kultur die auszubringende N-Düngermenge bemessen. Da die Stickstoffnachlieferung aus dem Boden während der Vegetationsperiode unter anderem wesentlich durch die aktuelle Witterung beeinflusst wird, ist eine zuverlässige Düngeempfehlung nur für die erste Düngegabe im Frühjahr möglich (BREMNER 1985, WEHRMANN & SCHARPF 1986).

Als weitere Methode zur Bemessung der Stickstoffdüngung wird von einigen Autoren die EUF-Methode empfohlen (WIKLICKY & NEMETH 1981, NEMETH et al. 1986). Hierbei wird neben dem mineralischen Stickstoff auch eine Fraktion des organischen Stickstoffs bestimmt. Diese organische Fraktion soll Rückschlüsse auf die Stickstoffnachlieferung während der Vegetationsperiode erlauben und somit differenzierte Düngeempfehlungen ermöglichen (NEMETH et al. 1987).

Weder die  $N_{\min}$ - noch die EUF-Methode erlauben es, die Auswirkungen der aktuellen Witterung in die Bemessung des Düngebedarfs der Kulturpflanzen einzubeziehen. Hierfür wäre es notwendig, sowohl die N-Nachlieferung aus der organischen Substanz des Bodens als auch die N-Aufnahme der Pflanzen mit vertretbaren Mitteln vorhersagen zu können. Seit Anfang der 70er Jahre wird versucht, Mineralisationsprozesse im Boden und Pflanzenwachstum mit Computersimulationsmodellen darzustellen. Wenn es möglich wäre, die N-Aufnahme der Pflanzen und auch die N-Nachlieferung aus dem Boden mit Computersimulationsmodellen exakt abzuschätzen, könnte dies eine kostengünstige Möglichkeit zur Unterstützung der Düngeberatung darstellen.

Weltweit wurden in den letzten 20 Jahren zahlreiche Computersimulationsmodelle zur Beschreibung der N-Dynamik in Agrarökosystemen entwickelt (z. B.: MCGILL et al. 1981, MOLINA et al. 1983, JONES & KINIRY 1986, PARTON et al. 1987, GRANT et al. 1993a, b, LI et al. 1994). Diese Modelle unterscheiden sich zum Teil deutlich in ihrer Komplexität und in der Berücksichtigung bzw. Realisierung einzelner Teilprozesse wie Stofftransport, Wasserhaushalt und N-Mineralisation.

Bisweilen kann die N-Dynamik im Boden während der Wintermonate mit einigen Modellen mit hinreichender Genauigkeit beschrieben werden (RICHTER et al. 1985, OTTER-NACKE & KUHLMANN 1991). Jedoch ist es bislang nicht möglich, die N-Dynamik im Feld während der Hauptwachstumsphase von Ackerfrüchten mit deterministischen Modellen nachzuvollziehen. Der wesentliche Grund dafür mag in der mangelhaften Berücksichtigung mikrobieller Umsetzungsprozesse im Boden liegen (DE WILLIGEN 1991). Tatsächlich wird in vielen N-Haushaltsmodellen der mikrobielle Stoffumsatz nicht explizit berücksichtigt (JONES & KINIRY 1986, KARTSCHALL & FRANKO 1987, KERSEBAUM & RICHTER 1991, CHERTOV & KOMAROV 1997). Zum Teil wird der mikrobielle Stoffumsatz durch konzeptionelle Modellansätze einbezogen (SMITH 1979, HANSEN et al. 1991, BRADBURY et al. 1993). Derartige konzeptionelle Modelle beinhalten zwar die mikrobielle Biomasse als ein Kompartiment und berücksichtigen das Verhalten der mikrobiellen Biomasse aufgrund gängiger Anschauungen. Eine umfassende Validierung von Modellkomponenten zur Beschreibung der mikrobiellen Umsetzungsprozesse im Boden wurde bislang jedoch an nur wenigen Modellen vorgenommen (JENKINSON & PARRY 1989, MUELLER et al. 1997, BLAGODATSKY et al. 1998).

Mikroorganismen (Bakterien, Pilze, Algen und Protozoen) machen über 80 % der Masse an Bodenlebewesen aus (GISI 1990). Der Abbau von organischer Substanz im Boden (Pflanzenresiduen, Humus) wird vorwiegend von den Bodenmikroorganismen bewerkstelligt (STOCKFISCH 1997). Somit kann die mikrobielle Biomasse als der "Motor" für Umsetzungsprozesse im Boden verstanden werden. Um Prozesse der N-Mineralisation und –Immobilisation besser verstehen zu können, ist es daher von größter Wichtigkeit, daß mikrobielle Umsetzungen im Boden detaillierter untersucht werden als bisher üblich.

Häufig wird davon ausgegangen, daß ein Anwachsen der mikrobiellen Biomasse im Boden mit einer N-Immobilisation einher geht, da der Zuwachs an mikrobieller Biomasse mit einer N-Aufnahme der Mikroben verbunden sein muß. Umgekehrt kann angenommen werden, daß bei einer Verringerung der mikrobiellen Biomasse Stick-

stoff durch den Abbau abgestorbener Mikroben mineralisiert und damit pflanzenverfügbar wird.

Weiterhin kann davon ausgegangen werden, daß der mikrobielle Stoffumsatz der organischen Substanz zur N-Immobilisation und –Mineralisation beiträgt. Zum mikrobiellen Stoffumsatz kann der Abbau der organischen Bodensubstanz gezählt werden. Der vorwiegende Teil der Bodenmikroorganismen oxidiert C–haltige Verbindungen zur Deckung des Energiebedarfs. Dabei entstehen neben CO<sub>2</sub> andere organische und anorganische Verbindungen. Während das gebildete CO<sub>2</sub> in die Atmosphäre entweichen kann, verbleibt der bei diesem Vorgang mineralisierte Stickstoff zum größten Teil im Boden. Der mikrobielle Stoffumsatz beschränkt sich jedoch nicht auf den Abbau bzw. die Mineralisation der organischen Bodensubstanz, sondern schließt auch Stoffumwandlungen innerhalb des organischen Bodenkompartment mit ein. Ein Teil des mikrobiell aufgenommenen Substrats wird zum Aufbau von Körpersubstanz verwendet und der organischen Bodensubstanz als mikrobielle Residualmasse (Ausscheidungen, abgestorbene Mikroorganismen) wieder zugeführt. Somit ist prinzipiell auch eine N-Immobilisation ohne Zunahme an mikrobieller Biomasse möglich. Dies geschieht, wenn Substrat mit einem weiten C:N-Verhältnis von Mikroorganismen aufgenommen und als mikrobielle Residualmasse mit engem C:N-Verhältnis der organischen Substanz wieder zugeführt wird (JÖRGENSEN 1995).

Für die Modellierung der N-Dynamik im Boden unter Berücksichtigung von mikrobiellen Umsetzungsprozessen sind demnach die Teilprozesse der mikrobiellen Substrataufnahme, der CO<sub>2</sub>-Produktion, der N–Mineralisation und der Produktion von mikrobieller Residualmasse besonders zu berücksichtigen. Die Rate, mit der Bodenmikroorganismen Substrat aufnehmen, läßt sich allerdings ebensowenig wie die Rate der Residualmasseproduktion experimentell direkt bestimmen. Lediglich die CO<sub>2</sub>-Produktionsrate und die N-Mineralisation kann analytisch einfach erfaßt werden. Mikrobielle Substrataufnahme kann im Boden zwar bei kontinuierlicher Zugabe von Substrat gemessen werden. Es zeigt sich jedoch, daß die aufgenommene Substratmenge abhängig von der spezifischen Aktivität der Mikroorganismen ist und somit keine konstante Größe darstellt (ANDERSON & DOMSCH 1985a, b). Aufgrund des wechseln-



den Substratangebotes im Boden durch den diskontinuierlichen C-Eintrag der Pflanzen in den Boden ist davon auszugehen, daß unter Feldbedingungen die spezifische Aktivität der mikrobiellen Biomasse im Jahresverlauf nennenswerten Schwankungen unterliegt. Es muß also eine Methode gesucht werden, mit der es möglich ist, die Rate der mikrobiellen Substrataufnahme und der Residualmasseproduktion zu erfassen.

## ***1.2 Zielsetzung***

Die vorliegende Arbeit wurde im Rahmen des Teilprojektes A14 „Vegetationsgebundene Dynamik des Stickstoffs in Ackerböden“ des Sonderforschungsbereichs 179 „Wasser- und Stoffdynamik in Agrarökosystemen“ durchgeführt. Im Teilprojektes A14 sollten die wesentlichen N-Umverteilungsprozesse während der Hauptvegetationszeit quantitativ erfaßt werden. Dabei wurde die Reaktion der mikrobiellen Biomasse auf die N-Düngung und die N-Immobilisations- und Remobilisationszyklen nach Strohdüngung besonders intensiv untersucht. Anhand der gewonnenen Daten sollten mikrobielle N-Umverteilungsprozesse im Boden modelliert werden. Die so gewonnenen Modellanschauungen sollen zum Verständnis mikrobieller Umsetzungsprozesse beitragen und eine Grundlage für die spätere Implementierung dieser Modelle in komplexere Ökosystemmodelle bilden.

Es wurde der Einfluß der mikrobiellen Biomasse auf Mineralisations- und Immobilisationsprozesse im Boden unter zwei Aspekten näher untersucht. Erstens wurde unter Feldbedingungen die zeitliche Dynamik von C und N in der mikrobiellen Biomasse gemessen, um Informationen darüber zu erhalten, in welchem Ausmaß Veränderungen der Menge an mikrobieller Biomasse auf den Gehalt an mineralischem Stickstoff im Boden wirken können. Dabei wurde geprüft, ob die N-Düngung die zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse und damit auch die Menge an mineralischem Stickstoff im Boden beeinflusst. Für den Einfluß der Düngung auf die zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse wurden die Düngermenge und die Düngerform (organisch, Nitrat-N, Ammonium-N und Harnstoff-N) variiert. Weiterhin wurde versucht, den mikrobiellen Stoffumsatz aus der zeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse abzuleiten.

Zweitens wurde der mikrobielle Stoffumsatz durch Modellierung der C- und N-Dynamik ermittelt. Für diesen Zweck wurde ein Labormodellversuch unter kontrollierten Bedingungen (konstante Temperatur, konstanter Wassergehalt, kein Pflanzenbewuchs, keine Wasserbewegung im Boden) angelegt. Boden wurde dabei mit und ohne Zugabe von Stroh sowie mit und ohne Zugabe von Stickstoff (als  $\text{NH}_4^+$ -N bzw.  $\text{NO}_3^-$ -N) inkubiert. Zu verschiedenen Zeitpunkten während des Inkubationsverlaufs wurde mineralischer Stickstoff, C und N in mikrobieller Biomasse sowie die  $\text{CO}_2$ -Freisetzung gemessen. Mit der in dem Laborversuch gewonnenen Datengrundlage wurden zwei verschiedene Modelle zur Beschreibung der C- und N-Dynamik im Boden validiert. Dabei sollte auch die Frage geklärt werden, ob es möglich ist, mit Simulationsrechnungen zusätzliche Aussagen über den mikrobiellen Stoffumsatz zu gewinnen.

## **2    *Material und Methoden***

### **2.1   *Beschreibung des Standortes und der Böden***

Alle Untersuchungen der vorliegenden Arbeit wurden im nördlichen Harzvorland auf drei Schlägen des Standorts Neuenkirchen des Sonderforschungsbereichs 179 (bzw. mit Boden dieses Standortes) durchgeführt. Das Gebiet liegt ca. 35 km südlich von Braunschweig im Subherzynen Becken im Bereich der Beinumer Mulde. Das Gebiet wird im Westen durch den Salzgitter Höhenzug, im Süden durch den Vienenburger Sattel und im Osten durch den Oderwaldsattel begrenzt. Im Untergrund wird das Gebiet durch mehrere 100 m mächtige strukturlose Mergeltone des Santons (45-55 % Tongehalt) abgedichtet. Hauptsächliches Ausgangssubstrat der Bodenbildung ist allochthoner weichselzeitlicher Löß, der im Periglazial durch Solifluktion mit Plänerkalkschottern umgelagert wurde und mit bis zu 3,5 m Schichtdicke anzutreffen ist. Im Holozän bildeten sich Parabraunerden und Schwarzerde-Parabraunerden im Löß sowie Pelosole in den anstehenden Mergeltonen (OTHMER & BORK 1989).

In dieser Region beträgt die durchschnittliche Jahrestemperatur 9 °C und die mittlere jährliche Niederschlagsmenge 650 mm (1951-1980).

Die drei Schläge, auf denen die Untersuchungen durchgeführt wurden, sollten die verschiedenen Bodentypen des Untersuchungsgebietes repräsentieren. Die wichtigsten Bodenkenndaten dieser Schläge sind in Tabelle 1 zusammengestellt.

Tabelle 1: Bodeneigenschaften der untersuchten Schläge

Schlagbezeichnung	NK 273 (Fräkenwinkel)	NK 292 (Bockschlag)	NK 278 (Ohfeld)
Versuchsvarianten	organische Düngung	Düngermenge	Düngerform
Ton [%]	33	20	19
Schluff [%]	63	78	79
Sand [%]	4	2	2
pH (CaCl <sub>2</sub> )	7,6	7,3	7,0
C <sub>org</sub> [%]	1,5	1,5	1,0
N <sub>total</sub> [‰]	1,8	1,6	1,2
C <sub>org</sub> /N <sub>total</sub>	8,3	9,4	8,3
Bodentyp	Pelosol aus Tonmergel	Parabraunerde aus Löß	Parabraunerde Pseudogley aus Löß
FAO-Bezeichnung	Vertic Cambisol	Luvisol	Gleyic Luvisol
Höhe [m über NN]	146	136	144

## 2.2 Beschreibung der Versuche

Es wurden ein Labormodellversuch und verschiedene Feldversuche zur Messung der zeitlichen Dynamik von  $N_{\min}$  und mikrobieller Biomasse angelegt. Mit dem Labormodellversuch sollen die Auswirkungen der Zugabe leicht verfügbaren Substrates und/oder mineralischen Stickstoffes auf den mikrobiellen N-Umsatz unter kontrollierten Bedingungen (Abwesenheit von Pflanzen, keine Auswaschung und konstante Temperatur) gemessen werden. Anhand der im Labormodellversuch gewonnenen Daten soll mit zwei unterschiedlichen Simulationsmodellen der mikrobielle C- und N-Umsatz modelliert werden. Die Feldversuche wurden angelegt zur Klärung der Frage, in welchem Maße die Menge an mikrobieller Biomasse und deren zeitliche Dynamik unter Praxisbedingungen von der Art der Bewirtschaftung beeinflusst werden. Untersucht wurden im einzelnen die Einflüsse von organischer Düngung, Düngungsintensität und Düngerform auf die mikrobielle Biomasse.

### 2.2.1 Labormodellversuch mit statischen Mikrokosmen

Ein Laborversuch mit "statischen Mikrokosmen" wurde durchgeführt, um den C- und N-Umsatz durch die mikrobielle Biomasse unter kontrollierten Bedingungen zu untersuchen. Nur unter konstanten Inkubationsbedingungen im Labor ist es möglich, die zeitliche Dynamik des mikrobiell gebundenen Kohlenstoffs ( $C_{\text{mik}}$ ), des mikrobiell gebundenen Stickstoffs ( $N_{\text{mik}}$ ) sowie des mineralischen Stickstoffs ( $N_{\text{min}}$ ) und der C-Mineralisation unabhängig von Witterungseinflüssen und Pflanzenbewuchs zu erfassen. Um die Auswirkungen von Stroh- und N-Zugabe auf den mikrobiellen Umsatz zu untersuchen, wurde ein dreifaktorieller Versuch angelegt: 1.) Strohzugabe, 2.) Stickstoffform (als  $\text{NO}_3^-$ -N oder  $\text{NH}_4^+$ -N) und 3.) Zeitpunkt der N-Zugabe.

#### *Versuchsdurchführung*

Der Boden für den Laborversuch wurde nach der Weizenernte 1994 aus dem  $A_p$ -Horizont des Schlages NK 278 entnommen und anschließend gesiebt (Maschenweite 5 mm), um sichtbare Wurzelrückstände und Bodentiere zu entfernen. Durch Besprühen mit destilliertem Wasser wurde ein gravimetrischer Wassergehalt von 20 Gew.% eingestellt. Der Boden wurde dann zwei Wochen in Polyethylensäcken bei 20 °C präinkubiert, damit leicht verfügbare organische Substanz abgebaut werden konnte (SPARLING et al. 1985). Anschließend wurde der Boden 5 Tage bei der Versuchstemperatur von 12 °C gelagert, um eine Anpassung der Mikroorganismen an die Versuchstemperatur zu gewährleisten.

Als "statische Mikrokosmen" dienten braune Schraubdeckelgläser (Volumen: 1000 cm<sup>3</sup>). In 192 Gläser wurde feuchter Boden entsprechend einer Trockenmasse von 80 g ( $\hat{=}$  96 g Frischmasse) eingewogen. Vier weitere Gläser blieben als Kontrolle für die CO<sub>2</sub>-Bestimmung leer. In 96 Gläser wurde zusätzlich 0,2 g gehäckseltes und mit Bodensieben auf 2-5 mm kalibriertes Stroh gegeben (siehe Abb. 1). Diese Menge entspricht 2,5 mg Stroh g<sup>-1</sup> Trockenboden oder 112 dt Stroh ha<sup>-1</sup>, ausgehend von einer Trockenrohddichte des Bodens von 1,5 g cm<sup>-3</sup> und einer gleichmäßigen Einarbeitung des Strohs in die oberen 30 cm. Der C-Gehalt des Strohs betrug 48 % und der N-Gehalt 0,54 %.

Für 48 Gläser mit und 48 Gläser ohne Strohzugabe wurden bei Inkubationsbeginn (Tag 0) Varianten mit unterschiedlicher N-Zugabe angelegt. In jeweils 16 Gläser mit und 16 Gläser ohne Stroh wurde dafür Stickstoff in Form von  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  oder  $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$  gegeben ( $1,6 \text{ mg N pro Gefäß} \hat{=} 20 \mu\text{g N g}^{-1} \text{ Boden} \hat{=} 90 \text{ kg N ha}^{-1} 0\text{-}30 \text{ cm}^{-1}$ ). Die Stickstoffverbindungen waren in 2 ml destilliertem Wasser gelöst. Je 16 weitere Gläser mit und ohne Stroh erhielten nur 2 ml destilliertes Wasser. Der Boden in allen Gläsern wurde danach mit einem Löffel kräftig durchmischt. Nach 5, 18, 95 und 235 Tagen Inkubation bei  $12^\circ\text{C}$  wurden von jeder Variante 4 Mikrokosmen zur Bestimmung von  $C_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{min}}$  entnommen (vgl. Abb. 1). Die weiteren 96 Mikrokosmen erhielten erst nach 96 Tagen Inkubation bei  $12^\circ\text{C}$  Stickstoffgaben (s. o.).  $C_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{min}}$  wurde in diesen Gefäßen nach 101, 116, 214 und 303 Inkubationstagen bestimmt (entsprechend 5, 20, 118 und 207 Tage nach Stickstoffzugabe). Probenahmen wurden also zeitlich so angelegt, daß sowohl schnelle, kurzfristige Veränderungen (1 - 3 Wochen) und auch langfristige Veränderungen (15 - 30 Wochen) der C- und N-Gehalte erfaßt werden konnten. Die Versuchstemperatur von  $12^\circ\text{C}$  entspricht der durchschnittlichen Bodentemperatur in 10 cm Tiefe in der Zeit zwischen März und Oktober auf dem Schlag NK 278.

Während der gesamten Inkubationsdauer wurde in den Mikrokosmen freigesetztes  $\text{CO}_2$  in 5 ml 1 M NaOH aufgefangen. Das NaOH wurde zu verschiedenen Zeitpunkten (je nach  $\text{CO}_2$ -Freisetzungsrates alle 2-30 Tage) durch frische Lauge ersetzt. Die  $\text{CO}_2$ -Menge in der Lauge wurde durch Titration mit 0,1 M HCl bis zur Einstellung eines pH-Wertes von 8,3 ermittelt (ISERMEYER 1952, ALEF 1991). Für die Titration wurde eine Autobürette mit Glaselektrode (Mettler DL20 Compact Titrator) verwendet.

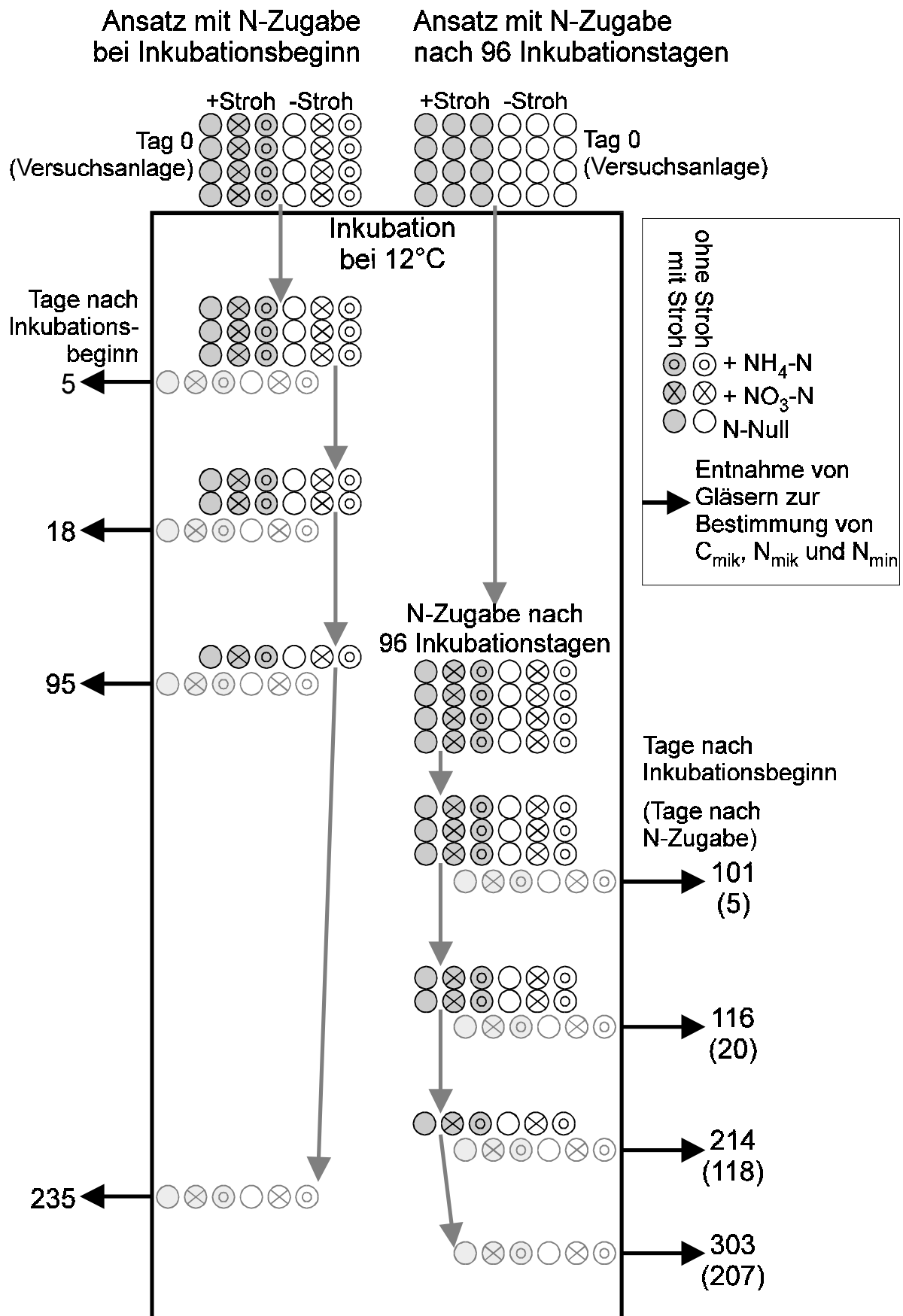


Abbildung 1: Schema der Anlage und der Beprobung des Laborversuchs. Ein Kreis steht jeweils für 4 Gefäße (= Wiederholungen).

### 2.2.2 *Feldversuche*

Es wurden mehrere Feldversuche angelegt, um die jahreszeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse in Abhängigkeit von unterschiedlichen Bewirtschaftungsmaßnahmen beobachten zu können. Während der Vegetationsperiode 1994 wurden der Einfluß organischer Düngung, der Form der mineralischen Düngung und der Düngermenge auf die zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse und des mineralischen Stickstoffs ( $N_{\min}$ ) im Boden untersucht. Während der Vegetationsperiode 1995 wurde ein Versuch zum Einfluß der Düngerform auf die zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse und des  $N_{\min}$  durchgeführt.

#### *Feldversuch zum Einfluß organischer Düngung auf die zeitliche Dynamik von mikrobieller Biomasse und $N_{\min}$*

Der Schlag NK 273 erhielt seit 1981 alle drei Jahre 250 dt ha<sup>-1</sup> Stallmist (Rind). Im Herbst 1993 wurde auf einer Teilfläche mit einer Größe von 5000 m<sup>2</sup> kein Stallmist ausgebracht. Neben dieser Teilfläche wurde für die Beprobung der Variante mit Stallmistdüngung eine weitere Teilfläche von 5000 m<sup>2</sup> eingemessen. Beide Teilflächen wurden in der folgenden Vegetationsperiode betriebsüblich bewirtschaftet. Angebaut wurde Winterweizen (Vorfrucht: Zuckerrüben). Gedüngt wurden insgesamt 171 kg N ha<sup>-1</sup> in drei Gaben als Harnstoff (vgl. Tab. 2). Die Ernte des Winterweizens erfolgte am 3.8.1994.

#### *Feldversuch zum Einfluß der Düngermenge auf die zeitliche Dynamik von mikrobieller Biomasse und $N_{\min}$*

Die zeitliche Dynamik von  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  bei unterschiedlicher Düngungsintensität wurde auf dem Schlag NK 292 untersucht. Dieser Schlag wird seit 1990 auf drei Parzellen mit einer Größe von 20 x 50 m mit drei verschiedenen Düngerstufen (N-betriebsüblich, N-reduziert und N-Null) bewirtschaftet. 1994 wurde auf diesem Schlag Wintergerste angebaut (Vorfrucht: Winterweizen). Stickstoff wurde 1994 in drei Gaben in Form von Ammonitratharnstofflösung (AHL) appliziert (betriebsüblich:



170; reduziert: 107 kg N ha<sup>-1</sup>; vgl. Tab. 2). Die Ernte der Wintergerste erfolgte am 15.7.1994.

### *Feldversuche zum Einfluß der Düngerform auf die zeitliche Dynamik von mikrobieller Biomasse und $N_{min}$*

Auf dem Schlag NK 278 wurde im Februar 1994 ein Feldversuch mit drei verschiedenen N-Düngerformen angelegt (Harnstoff, Ammoniumsulfat und Kalziumnitrat). Die Parzellen hatten eine Fläche von 15 x 80 m und waren mit Winterweizen bestellt (Vorfrucht: Zuckerrüben). Von jeder Düngerform wurden insgesamt 221 kg N ha<sup>-1</sup> in fünf Gaben verabreicht (siehe Tab. 2). Der Winterweizen wurde am 5.8.1994 geerntet.

Im Jahr 1995 wurde der Düngerformenversuch auf dem Schlag NK 278 (Frucht: Winterweizen) als Exaktversuch fortgeführt. Dazu diente eine randomisierte Blockanlage mit 4 Feldwiederholungen auf 15 x 20 m-Parzellen. In diesem Versuch wurden eine Variante mit Kalziumnitrat, eine mit Ammoniumsulfat sowie als Kontrolle eine ungedüngte Variante angelegt. Gedüngt wurden insgesamt 215 kg N ha<sup>-1</sup> in vier Gaben am 15.3. (54 kg N), 26.4. (46 kg N), 5.5. (36 kg N) und am 9.6. (79 kg N). Der Winterweizen wurde am 8.8.1995 geerntet.

### *Probenahme*

Auf allen Varianten wurden im Jahr 1994 an 8 Terminen (9.2., 16.3., 6.4., 20.4., 4.5., 16.5., 7.6., 22.6. und 22.8.1994) Bodenproben entnommen. Dazu wurden mit einem dreiteiligen  $N_{min}$ -Bohrer an acht zufällig auf dem Feld verteilten Punkten Proben aus den Bodenschichten 0-30, 30-60 und 60-90 cm entnommen. Aus den Proben einer Bodenschicht wurde eine Mischprobe hergestellt, in der  $N_{min}$  gemessen wurde (vgl. 2.3.2). Zusätzlich wurden in dem Boden der Schicht 0-30 cm  $C_{mik}$  und  $N_{mik}$  (siehe 2.3.3) und die Dehydrogenaseaktivität (siehe 2.3.4) bestimmt.

Im Jahr 1995 wurde der Düngerformenversuch auf dem Schlag NK 278 vom Vegetationsbeginn bis zur Ernte des Winterweizens an 11 Terminen (27.2., 20.3., 18.4.,

28.4., 3.5., 8.5., 6.6., 12.6., 19.6., 12.7. und 4.8.) beprobt. Die Probenahme erfolgte wie im Jahr zuvor, jedoch wurden in jeder Parzelle nur an 4 zufällig verteilten Punkten Proben genommen, aus denen dann für jede Parzelle und Tiefenstufe eine Mischprobe erstellt wurde. Zu jedem Termin wurden  $N_{\min}$ ,  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  bestimmt.

Tabelle 2: Düngetermine und Düngermengen der Feldversuche 1994

NK 278		NK 292			NK 273	
Datum	kg N ha <sup>-1</sup>	Datum	kg N ha <sup>-1</sup>	kg N ha <sup>-1*</sup>	Datum	kg N ha <sup>-1</sup>
30.03.	50	30.03.	55	38	31.03	72
02.05.	40	28.04.	43	22	29.04	52
11.05	36	25.05.	72	47	14.06	47
06.06	55					
20.06.	40					
Summe	221		170	107		171

<sup>\*)</sup> reduziert gedüngte Fläche

## 2.3 Labormethoden

### 2.3.1 Bodenwassergehalt

Die Bodenwassergehalte wurden gravimetrisch nach Trocknung des Bodens bei 105 °C bis zur Gewichtskonstanz bestimmt und nach LUFA-Methode (VDLUFA 1991) berechnet.

### 2.3.2 Mineralischer Stickstoff ( $N_{\min}$ )

Die Bodenproben für die Bestimmung des  $N_{\min}$  wurden bereits am Tag der Probenahme extrahiert. Wenn dies nicht möglich war, wurden die Bodenproben bis zum folgenden Tag bei ca. 4 °C gelagert.

50 g feldfrischer Boden wurde in 500 ml Polyethylenflaschen eingewogen und mit 200 ml 1 M KCl versetzt (KEENEY & BREMNER 1966). Die Proben wurden dann 60 min bei  $120 \text{ U min}^{-1}$  auf einem Horizontalschüttler geschüttelt und danach abfiltriert (Schleicher & Schüll 595  $\frac{1}{2}$ ). Die Filtrate wurden bis zur Analyse maximal 36 Stunden bei  $4^\circ\text{C}$  gelagert. In den Filtraten wurden  $\text{NH}_4^+\text{-N}$  (CROOKE & SIMPSON 1971) und  $\text{NO}_3^-\text{-N}$  (BEST 1976) mit einem Continuous Flow Analyzer (ChemLab Instruments U. K.) bestimmt. Für den Laborversuch wurden die  $\text{N}_{\text{min}}$ -Gehalte in den  $\text{K}_2\text{SO}_4$ -Extrakten der unfumigierten Bodenproben gemessen (siehe 2.3.3), welche außerdem zur Bestimmung der mikrobiellen Biomasse dienen.

### ***2.3.3 Mikrobiell gebundener Kohlenstoff und Stickstoff***

Mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $\text{C}_{\text{mik}}$ ) und Stickstoff ( $\text{N}_{\text{mik}}$ ) im Boden wurden mit der Chloroform-Fumigations-Extraktions-Methode (CFE-Methode) bestimmt. Bei dieser Methode wird ein Teil einer Bodenprobe sofort mit 0,5 M  $\text{K}_2\text{SO}_4$ -Lösung extrahiert. Ein weiterer Teil der Bodenprobe wird zunächst 24 Stunden mit Chloroform fumigiert und anschließend extrahiert. Durch die Chloroformbegasung wird zusätzlicher Kohlenstoff bzw. Stickstoff extrahierbar. Dieser ist proportional zur Menge an  $\text{C}_{\text{mik}}$  bzw.  $\text{N}_{\text{mik}}$  im Boden (BROOKES et al. 1985, VANCE et al. 1987). Weiterhin läßt sich die Menge an Biomasse-N auch aus dem nach Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbaren ninhydrinreaktiven Stickstoff berechnen (JOERGENSEN & BROOKES 1990).

#### *Vorbehandlung der Proben*

Bodenproben aus den Feldversuchen wurden vor der Biomassebestimmung gesiebt (Maschenweite 5 mm), um sichtbare Wurzelrückstände und Bodentiere zu entfernen. MUELLER et al. (1992) fanden heraus, daß frische Pflanzenwurzeln das Ergebnis der Biomassemessung beeinflussen können und schlugen eine Präextraktion der Bodenproben zur Entfernung frischer Wurzeln vor. Auf eine Präextraktion der Bodenproben wurde jedoch verzichtet, da offenbar durch diese Vorbehandlung auch den Wurzeln anhaftende Mikroben entfernt werden (PLATTE 1996).

### *Extraktion*

Ein Äquivalent von 100 g trockenem Boden (Laborversuch: 60 g) wurde in 2 gleich große Teile aufgeteilt. Ein Teil wurde sofort mit 200 ml 0,5 M  $K_2SO_4$  (Laborversuch: 120 ml) 30 min auf einem Horizontalschüttler bei  $180\text{ U min}^{-1}$  extrahiert und danach abfiltriert (Whatman 42). Die andere Hälfte wurde nach 24-stündiger Fumigation mit Chloroform extrahiert. Für die Fumigation wurden die Proben in 100 ml Bechergläser eingewogen und in einen Exsikkator gestellt, auf dessen Boden sich ein 50 ml Becherglas mit Natronkalk, feuchtes Fließpapier und ein Becherglas mit 25 ml Chloroform (LiChrosolv<sup>®</sup>, Merck 2444) befanden. Der Exsikkator wurde evakuiert, bis das Chloroform ca. 2 Minuten siedete und dann bei 25 °C 24 Stunden im Dunkeln inkubiert. Nach Beendigung der 24-stündigen Inkubation wurde das Chloroform durch mehrmaliges Evakuieren des Exsikkators entfernt.

Lag der Wassergehalt der Proben unter 20 Gew.%, wurden die Proben vor der Fumigation mit destilliertem Wasser auf einen Wassergehalt von 20 Gew.% angefeuchtet. Die Extrakte wurden bis zur Analyse bei -18 °C gelagert.

### *Biomasse-C*

Die Bestimmung des organischen Kohlenstoffs in den Extrakten erfolgte durch UV-Persulfatoxidation mit einem Astro 2001 TOC-Analysator (Elementar, Frankfurt). Das Gerät wurde mit einem Glycin Standard kalibriert. Glycin wurde verwendet, da es flache Peaks erzeugt, die den Peaks der  $K_2SO_4$ -Extrakte sehr ähnlich sind. Für Wiederholungsmessungen wurden nur maximale Abweichungen von  $\pm 2\%$  toleriert. Die Berechnung des  $C_{\text{mik}}$  erfolgte nach folgender Formel:

$$C_{\text{mik}} = E_C \cdot k_{EC}$$

$E_C$  ist der nach Chloroform-Fumigation zusätzlich extrahierbare Kohlenstoff und  $k_{EC}$  der Proportionalitätsfaktor mit  $k_{EC} = 2,22$  (WU et al. 1990).

*Biomasse-N (Persulfatmethode)*

Die Kalkulation des  $N_{\text{mik}}$  erfolgt bei dieser Methode anhand der Gehalte an Gesamt-N in den Extrakten der fumigierten und unfumigierten Proben.

Die Bestimmung des Gesamt-N in den Extrakten der fumigierten und nicht fumigierten Proben erfolgte mit Veränderungen nach der Methode von CABRERA & BEARE (1993). Bei dieser Methode wird der Stickstoff durch Oxidation mit Persulfat zu Nitrat oxidiert. Dazu wurden Teilvolumina der  $K_2SO_4$ -Extrakte von 1 ml in 20 ml Kulturröhrchen mit Schraubverschluß gegeben, mit 2 ml Persulfatoxidationsreagenz versetzt und dann fest verschlossen. Die verschlossenen Kulturröhrchen wurden anschließend 30 min bei 121 °C autoklaviert. Außerdem wurden in jedem Durchgang zusätzlich drei Blindlösungen (nur  $K_2SO_4$ ) und zur Überprüfung der Effizienz und der Reproduzierbarkeit des Aufschlusses fünf Standards mit einem Gesamt-N-Gehalt von 20 mg  $N\ l^{-1}$  aufgeschlossen. Die Standards setzen sich aus 5 mg  $NH_4-N\ l^{-1}$  (als  $(NH_4)_2SO_4$ ), 5 mg  $NO_3^- - N\ l^{-1}$  (als  $KNO_3$ ) und 10 mg  $N_{\text{org}}\ l^{-1}$  (als Glutamin) zusammen. Die Wiederfindungsraten lagen zwischen 98 und 103 %, der Variationskoeffizient dieser Standards war kleiner als 2 %.

Bis zur Analyse wurden die so aufgeschlossenen Proben maximal eine Woche bei 4 °C gelagert. Vor Bestimmung des  $NO_3^- - N$  (siehe 2.3.2) wurden die Proben mit 10 ml destilliertem Wasser verdünnt. Die Berechnung des  $N_{\text{mik}}$  erfolgte nach folgender Gleichung:

$$N_{\text{mik}} = E_N \cdot k_{\text{EN}}$$

$E_N$  ist der durch Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbare Stickstoff und  $k_{\text{EN}}$  die Proportionalitätskonstante mit  $k_{\text{EN}} = 1,85$  (JOERGENSEN & MUELLER 1996).

*Biomasse-N (Ninhydrinmethode)*

An den Proben des Feldversuchs 1994 wurde der  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt zusätzlich mit der Ninhydrinmethode (AMATO & LADD 1988, JOERGENSEN & BROOKES 1990) gemessen.

Anstelle des Gesamt-N wird bei dieser Methode nur der ninhydrinreaktive Stickstoff in den Extrakten bestimmt.

Ninhydrin bildet mit Molekülen, die eine  $\alpha$ -Aminogruppe enthalten, einen violetten Farbkomplex, der sich photometrisch messen läßt. Der Farbkomplex kann sich nicht nur mit freien Aminosäuren, sondern auch mit Peptiden, Proteinen, Ammonium und anderen Molekülen mit freien  $\alpha$ -Aminogruppen bilden (MOORE & STEIN 1948).

Für die Bestimmung des ninhydrinreaktiven Stickstoffs wurden 0,75 ml  $K_2SO_4$ -Extrakt bzw. Standardlösung (zur Kalibrierung des Photometers) oder Blindlösung (nur  $K_2SO_4$ ) in ein 20 ml Reagenzglas gegeben und mit 1,75 ml Citratpuffer sowie 1,25 ml Ninhydrinreagenz versetzt. Die Proben wurden dann 25 Minuten im kochenden Wasserbad erhitzt und anschließend mit kaltem Wasser schnell abgekühlt. Danach wurden zu jeder Probe 4,5 ml Ethanol (1:1 mit destilliertem Wasser verdünnt) gegeben und nach kräftigem Schütteln die Absorption bei 570 nm gemessen. Als Standard wurde Glutamin in 0,5 M  $K_2SO_4$ -Lösung mit einer Konzentrationen von 0,1 bis 5  $\mu g N l^{-1}$  verwendet. Die Kalkulation des  $N_{mik}$  erfolgte nach folgender Gleichung:

$$N_{mik} = E_{nin} \cdot k_{Enin}$$

Dabei ist  $E_{nin}$  der durch Chloroformbegasung zusätzlich extrahierbare ninhydrinreaktive Stickstoff und  $k_{Enin}$  der Proportionalitätsfaktor mit  $k_{Enin} = 5$  (JOERGENSEN & BROOKES 1990).

#### **2.3.4 Dehydrogenaseaktivität (DHA)**

Dehydrogenasen sind u. a. Enzyme des Atmungsstoffwechsels, des Citratzyklus sowie des N-Stoffwechsels und damit ein wesentlicher Bestandteil des Enzymsystems sämtlicher Mikroorganismen (ROSS 1970). Dehydrogenasen zählen zu den Oxidoreduktasen und führen die Oxidation organischer Verbindungen durch Abspaltung von  $H^+$  durch. Die abgespaltenen Protonen werden auf die Co-Enzyme  $NAD^+$  und  $NADP^+$  übertragen und in die Atmungskette eingeschleust oder sie gehen in reduktive Biosyntheseprozesse ein (TABATABAI 1982).

Die Quantifizierung der DHA im Boden beruht auf einer unspezifischen, enzymatischen, intrazellulären Reduktion des wasserlöslichen, farblosen 2,3,5-Triphenyl-Tetrazolum-Chlorids (TTC) zum wasserlöslichen Triphenylformazan (TPF) durch die vorhandenen stoffwechselaktiven Mikroorganismen (LENHARD 1956, CASIDA et al. 1964, THALMANN 1967, KLEIN et al. 1971, ALEF 1991).

Die Bestimmung der DHA erfolgte nach THALMANN (1968). Dabei wurde 1 g feldfrischer Boden in ein Reagenzglas eingewogen und mit 5 ml TTC-Lösung (1 g Triphenyl-Tetrazolium-Chlorid in 10 ml Tris-HCl-Puffer) versetzt. Das Reagenzglas wurde verschlossen, geschüttelt und 24 Stunden bei 30 °C inkubiert. Danach wurde die Probe mit 25 ml Aceton versetzt und nach weiteren 2 Stunden abzentrifugiert. Die Bestimmung des gebildeten TPF erfolgte photometrisch gegen einen Acetonblindwert bei 546 nm. Als Standard für die Eichkurve wurde Triphenylformazan verwendet.

## **2.4 Maßeinheiten**

$C_{\text{mik}}$ -,  $N_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{min}}$ -Gehalte werden prinzipiell in Mikrogramm pro Gramm Trockenboden (TB) angegeben, da die Lagerungsdichte der Böden örtlichen und zeitlichen Schwankungen unterworfen ist. Eine Biomassebestimmung mit der Fumigations-Extraktions-Methode schließt die Bestimmung der Lagerungsdichte an derselben Probe prinzipiell aus. Zur Abschätzung von Mengen pro Hektar wurde eine durchschnittliche Lagerungsdichte von  $1,5 \text{ g cm}^{-3}$  zugrunde gelegt.

Die Dehydrogenaseaktivität wird entsprechend des während der Inkubation gebildeten Triphenylformazan in  $\mu\text{g TPF g}^{-1}$  Trockenboden (TB) angegeben.

## **2.5 Beschreibung der verwendeten Modellansätze**

### **2.5.1 DAISY**

Für die Modellierung des Umsatzes der mikrobiellen Biomasse wurde als Beispiel für ein kompartmentorientiertes Modell der Mineralisationsteil des N-Haushaltsmo-

dells DAISY (HANSEN et al. 1991) in leicht veränderter Form verwendet. Dieses Modell betrachtet den C- und N-Umsatz im Boden gemeinsam. Dabei wird in einem Schritt der Umsatz des Kohlenstoffs der organischen Bodensubstanz kalkuliert. Der N-Umsatz und damit auch die N-Mineralisation bzw. Immobilisation wird dann in einem weiteren Schritt aus dem C-Umsatz abgeleitet. Diese Kopplung des N-Umsatzes mit dem C-Umsatz erscheint sinnvoll, da in Ackerböden Kohlenstoff in der Regel den wachstumslimitierenden Faktor für die Mikroorganismen darstellt (WARDLE 1992). Somit sind der mikrobielle Umsatz der organischen Substanz und damit auch N-Mineralisation und N-Immobilisation in erster Linie von der Verfügbarkeit energiereicher Kohlenstoffverbindungen abhängig (HANSEN et al. 1993).

Im Modell DAISY wird die organische Substanz des Bodens in drei Hauptkompartimente unterteilt: Pflanzenresiduen (RES), mikrobielle Biomasse (BIO) und native organische Substanz (OS). Die organische Substanz des Bodens wird in die beiden Fraktionen OS1 und OS2 aufgeteilt (Abb. 2). OS1 besteht aus chemisch stabilisierten Verbindungen und stellt den schwer umsetzbaren Teil der organischen Substanz dar. OS2 besteht aus physikalisch stabilisierter organischer Substanz und wird deutlich schneller abgebaut als OS1. Dem Boden zugeführte Pflanzenresiduen werden ebenfalls in eine schwer (RES1) und eine leicht abbaubare Fraktion (RES2) aufgeteilt (Abb. 2). Bei der mikrobiellen Biomasse werden eine aktive Subpopulation mit einem hohen Erhaltungsbedarf und einer hohen Todesrate (BIO2) und eine stabile Subpopulation mit einem geringen Erhaltungsbedarf und einer geringen Todesrate (BIO1) unterschieden. Diese beiden Subpopulationen der mikrobiellen Biomasse können auch als allochthone und autochthone Biomasse bzw. als r- und K-Strategen interpretiert werden (GERSON & CHET 1981, KERSEBAUM & RICHTER 1994).



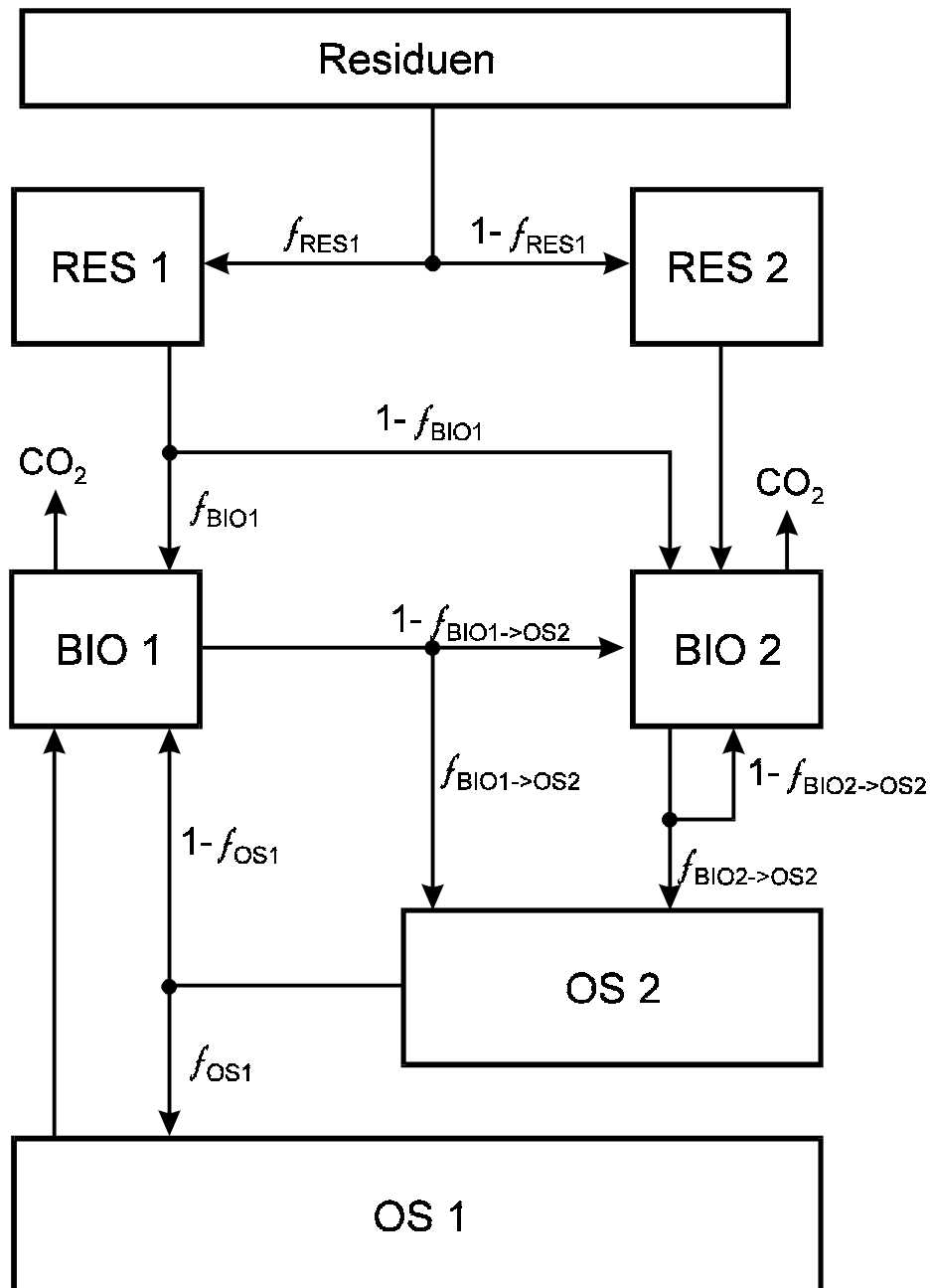


Abbildung 2: Struktur des verwendeten Mineralisationsmodells DAISY nach HANSEN et al. (1991). BIO: mikrobielle Biomasse, RES: Pflanzenresiduen, OS: organische Substanz des Bodens.

Der Abbau des Kohlenstoffs eines jeden Kompartiments wird als Reaktionskinetik erster Ordnung beschrieben (Gl. 2-1).

$$\zeta_X = k_X \cdot C_X \quad (2-1)$$

Dabei ist  $\zeta_X$  die Abbaurrate des Kohlenstoffs im Kompartiment X [ $\text{kg C d}^{-1}$ ],  $k_X$  der Ratenkoeffizient für den C-Abbau im Kompartiment X [ $\text{d}^{-1}$ ] und  $C_X$  die Menge C im

Kompartiment X [kg C]. Der Ratenkoeffizient für den C-Abbau in den beiden Biomassekompartimenten (BIO1 und BIO2) beinhaltet Absterben von mikrobieller Biomasse und den Erhaltungsbedarf der Mikroorganismen (Gl. 2-2).

$$k_{BIOx} = d_{BIOx} + m_{BIOx} \quad (2-2)$$

$d_{BIOx}$  ist der Sterberatenkoeffizient [ $d^{-1}$ ] und  $m_{BIOx}$  der Erhaltungskoeffizient [ $d^{-1}$ ] des entsprechenden Biomassekompartiments BIOx. Abgestorbene Mikroorganismen bleiben als C-Quelle im System und werden anderen Kompartimenten zugeführt (siehe weiter unten). Dieser Anteil abgestorbener Mikroorganismen aus dem Abbau eines Biomassekompartiments wird durch die Sterberate  $D_{BIOi}$  [kg C  $d^{-1}$ ] ausgedrückt. Die Sterberate jedes Biomassekompartiments errechnet sich aus dem Produkt von Sterberatenkoeffizienten und der Menge C im jeweiligen Kompartiment BIOx (Gl. 2-3).

$$D_{BIOx} = d_{BIOx} C_{BIOx} \quad (2-3)$$

Sofern aus einem Kompartiment Abbauprodukte an mehrere andere Kompartimente geliefert werden, wird die Abbaurate eines Kompartiments durch die Partitionierungskoeffizienten  $f_X$  auf die entsprechenden Kompartimente verteilt (Abb. 2).

Die Berechnung der Veränderungen von C-Mengen in den beiden Kompartimenten von Pflanzenresiduen ist in Gleichung 2-4 und 2-5 beschrieben.  $f_{RES1}$  ist dabei der Anteil der Residuen, welcher der Fraktion RES1 zugeteilt wird. Der verbleibende Anteil ( $1-f_{RES1}$ ) wird der Fraktion RES2 zugeschlagen.  $I_D$  steht für Dirac's Delta Funktion [kg C  $d^{-1}$ ] und beschreibt die Zugabe von Pflanzenresiduen ( $I_C$  [kg C  $d^{-1}$ ]) in den Boden zum Zeitpunkt  $t_Z$  (Gl. 2-6).

$$\frac{dC_{RES1}}{dt} = f_{RES1} I_D - \zeta_{RES1} \quad (2-4)$$

$$\frac{dC_{RES2}}{dt} = (1 - f_{RES1}) I_D - \zeta_{RES2} \quad (2-5)$$

$$I_D = \begin{cases} \frac{I_C}{\Delta} & t_Z < t < t_Z + \Delta \\ 0 & \text{sonst} \end{cases} \quad (2-6)$$

Die schwer abbaubare Fraktion der organischen Substanz (OS1) wird durch stabilisierte organische Substanz der leicht abbaubaren Fraktion (OS2) gespeist. Dieser Anteil wird durch den Ausdruck  $f_{OS1} \zeta_{OS2}$  kalkuliert (Gl. 2-7). Die Fraktion OS2 erhält einen Teil der abgestorbenen mikrobiellen Biomasse aus den Kompartimenten BIO1 und BIO2 (Gl. 2-8).

$$\frac{dC_{OS1}}{dt} = f_{OS1} \zeta_{OS2} - \zeta_{OS1} \quad (2-7)$$

$$\frac{dC_{OS2}}{dt} = f_{BIO1 \rightarrow OS2} D_{BIO1} + f_{BIO2 \rightarrow OS2} D_{BIO2} - \zeta_{OS2} \quad (2-8)$$

Der nach Gleichung 2-8 verbleibende Anteil der abgestorbenen Biomasse aus den Kompartimenten BIO1 und BIO2 dient der Fraktion BIO2 als Substrat (Gl. 2-10). Dieser Vorgang wird allgemein als Biomasserecycling oder "cryptic growth" bezeichnet (CHAPMAN & GRAY 1986). Während die Fraktion BIO2 Substrat nur aus abgestorbener mikrobieller Biomasse und den beiden Residuenfraktionen (RES1 und RES2) erhält, wird von der Fraktion BIO1 auch die organische Substanz des Bodens abgebaut (Gl. 2-9). Von Organismen aufgenommenes Substrat kann nicht vollständig für den Aufbau von Körpersubstanz genutzt werden. Ein Teil dieses aufgenommenen Substrates muß für den Metabolismus aufgewendet werden. Der Anteil des Substrates, der mikrobiell für den Aufbau von Körpersubstanz verwendet wird, wird durch den Substratnutzungskoeffizienten  $E_{BIOx}$  ausgedrückt mit  $0 < E_{BIOx} < 1$  (Gl. 2-9 und 2-10).

$$\frac{dC_{BIO1}}{dt} = E_{BIO1} [\zeta_{OS1} + (1 - f_{OS1}) \zeta_{OS2} + f_{BIO1} \zeta_{RES1}] - \zeta_{BIO1} \quad (2-9)$$

$$\begin{aligned} \frac{dC_{BIO2}}{dt} = E_{BIO2} [ & (1 - f_{BIO1 \rightarrow OS2}) D_{BIO1} + (1 - f_{BIO2 \rightarrow OS2}) D_{BIO2} + \\ & (1 - f_{BIO1}) \zeta_{RES1} + \zeta_{RES2} ] - \zeta_{BIO2} \end{aligned} \quad (2-10)$$

N-Mineralisation bzw. N-Immobilisation werden aus der N-Bilanz für das gesamte System berechnet. Für jedes Kompartiment wird ein spezifisches, konstantes C:N-Verhältnis ( $CN_X$ ) angenommen. N-Mineralisation ( $dN/dt > 0$ ) und Immobilisation ( $dN/dt < 0$ ) ergeben sich aus der N-Bilanz aller Kompartimente (Gl. 2-11).

$$\frac{dN}{dt} = -\frac{\frac{dC_{RES1}}{dt}}{CN_{RES1}} - \frac{\frac{dC_{RES2}}{dt}}{CN_{RES2}} - \frac{\frac{dC_{OS1}}{dt}}{CN_{OS1}} - \frac{\frac{dC_{OS2}}{dt}}{CN_{OS2}} - \frac{\frac{dC_{BIO1}}{dt}}{CN_{BIO1}} - \frac{\frac{dC_{BIO2}}{dt}}{CN_{BIO2}} \quad (2-11)$$

Bei genauerer Betrachtung der Gleichung 2-11 in Verbindung mit den übrigen Modelldefinitionen (Gl. 2-1 bis 2-10) wird deutlich, daß N nur immobilisiert werden kann, wenn die C-Menge in Kompartimenten mit kleinem C:N-Verhältnis ansteigt. Ein für die N-Immobilisation ausreichender Anstieg der C-Menge kann aufgrund der Modellstruktur nur in einem Biomassekompartiment erfolgen. Da per Definition das Biomassekompartiment BIO2 einen größeren Umsatz aufweist als BIO1, ist für die N-Immobilisation in erster Linie die Dynamik des Kompartiments BIO2 verantwortlich.

In der Modellbeschreibung von HANSEN et al. (1993) wurde der Fall, daß kein mineralischer Stickstoff im Boden vorhanden ist, durch Veränderungen der Abbaukoeffizienten berücksichtigt. Da für die Simulationsrechnungen in der vorliegenden Arbeit zu jedem Zeitpunkt ausreichend mineralischer Stickstoff im Boden vorlag, wurde dieser Fall in der Modelldefinition nicht extra berücksichtigt.

Als Startwerte für die Simulation wurden die gemessenen Mengen an  $C_{mik}$  und  $C_{org}$  verwendet. Dem Kompartiment OS1 wurden 79 % der gemessenen Menge an  $C_{org}$  zugeschlagen. Der verbleibende Anteil, abzüglich der Menge an  $C_{mik}$ , wurde dem Kompartiment OS2 zugeschlagen. Diese Aufteilung entspricht der bereits von HANSEN et al. (1993) vorgeschlagenen Aufteilung und wurde nicht weiter verändert. Das C:N-Verhältnis wurde für beide Kompartimente OS1 und OS2 dem  $C_{org}:N_{total}$ -Verhältnis des Bodens gleichgesetzt. Startwerte für die Kompartimente BIO1 und BIO2 wurden durch Parameteranpassung gewonnen. Dafür wurde ein weiterer Partitionierungskoeffizient ( $f_{BIO1\_Start}$ ) eingeführt. Der Partitionierungskoeffizient gibt an, welcher Teil des gesamten  $C_{mik}$  zu Beginn der Simulation dem Kompartiment BIO1 (BIO1\_Start)

zugeordnet wird (Gl. 2-12). Entsprechend wurde auch das Kompartiment BIO2 initialisiert (Gl. 2-13).

$$BIO1\_Start = C_{mik} \cdot f_{BIO1\_Start} \quad (2-12)$$

$$BIO2\_Start = C_{mik} \cdot (1 - f_{BIO1\_Start}) \quad (2-13)$$

Das C:N-Verhältnis des Kompartiments BIO1 ( $CN_{BIO1}$ ) wurde ebenfalls durch Parameteranpassung ermittelt und daraus nach Gleichung 2-14 das C:N-Verhältnis des Kompartiments BIO2 errechnet.

$$CN_{BIO2} = \frac{C_{BIO2}}{N_{BIO2}} = \frac{C_{mik} \cdot (1 - f_{BIO1\_Start})}{N_{mik} - \frac{C_{mik} \cdot f_{BIO1\_Start}}{CN_{BIO1}}} \quad (2-14)$$

Für die Anpassung der Parameter wurde der Marquard-Algorithmus verwendet (BARAK et al. 1990). Bei dieser Form der Modellanpassung kann in Abhängigkeit von der Wahl der Startparameter eine Parameterkombination ermittelt werden, die nicht zwangsweise mit der besten Anpassung identisch ist (lokales Optimum) (BARAK et al. 1990, HADAS et al. 1993). Um möglichst den Parametersatz zu finden, bei dem simulierte Werte am besten mit den gemessenen Werten übereinstimmen (globales Optimum), wurden mehrere Anpassungen mit unterschiedlichen Startwerten für die einzelnen Parameter vorgenommen. Parameterkombinationen, die aufgrund der Modellannahmen unlogisch sind (z. B. negative C:N-Verhältnisse) oder Erkenntnissen aus der Literatur völlig widersprechen (z. B. Sterberate = 0), wurden nicht berücksichtigt.

### 2.5.2 NiCa

Als weiteres Modell wurde eine veränderte Version des Modells NiCa (BLAGODATSKY & RICHTER 1998) zur Beschreibung der Labormessungen eingesetzt. Im Gegensatz zum Modell DAISY werden beim Modell NiCa nur drei organische Kompartimente unterschieden: mikrobielle Biomasse, organische Substanz und wasser-

löslicher Kohlenstoff. Weiterhin werden die beiden anorganischen Kompartimente  $N_{\min}$  und  $CO_2$  berücksichtigt (Abb. 3). Der wesentliche Unterschied zum Modell DAISY besteht jedoch nicht in der Anzahl der Kompartimente, sondern in der Art und Weise, wie der mikrobielle Stoffumsatz simuliert wird. Sowohl dem Abbau der einzelnen Kompartimente als auch dem mikrobiellen Wachstum wird eine Michaelis-Menten- bzw. Monod-Kinetik zugrundegelegt (MICHAELIS & MENTEN 1913, MONOD 1942). Während im Modell DAISY der Abbau der organischen Substanz als eine Kinetik erster Ordnung angenommen wird, ist im Modell NiCa die Abbaurate der organischen Substanz abhängig von der Menge an mikrobieller Biomasse und deren spezifischer Aktivität. Aus diesen Gründen läßt sich das Modell NiCa im Gegensatz zum Modell DAISY als ein aktivitätsorientiertes Modell bezeichnen.

Als Substrat für die mikrobielle Biomasse wird ausschließlich löslicher Kohlenstoff ( $C_s$ ) angenommen. Dieser wird durch extrazellulären enzymatischen Abbau aus der umsetzbaren organischen Substanz ( $C_{os}$ ) gebildet. Für die spezifische Aktivität der mikrobiellen Biomasse wurde die Zustandsgröße  $r$  eingeführt. Die Zustandsgröße  $r$  ist dimensionslos und kann nur Werte zwischen 0 und 1 annehmen. Sie stellt den Anteil der mikrobiellen Biomasse dar, welcher an Umsetzungsprozessen beteiligt ist. Die Zustandsgröße  $r$  ist abhängig von der Menge an löslichem Kohlenstoff ( $C_s$ ) und mineralischem Stickstoff ( $N_{\min}$ ) im Boden (Gl. 2-15).

$$\frac{dr}{dt} = \mu(C_s) \cdot (\phi(C_s, N_{\min}) - r) \quad (2-15)$$

Die Funktion  $\mu(C_s)$  [ $d^{-1}$ ] gibt die spezifische Wachstumsrate der mikrobiellen Biomasse an (Gl. 2-16). Dieser Term steuert auch die verbleibende Menge an mikrobieller Biomasse nach dem Verbrauch der C-Quelle (hier:  $C_s$ ). Der Parameter  $k_s$  [ $mg\ C\ g^{-1}\ Boden$ ] ist die Michaelis-Menten-Konstante für mikrobielles Wachstum und  $\mu_{max}$  [ $d^{-1}$ ] die maximale spezifische Wachstumsrate der mikrobiellen Biomasse.

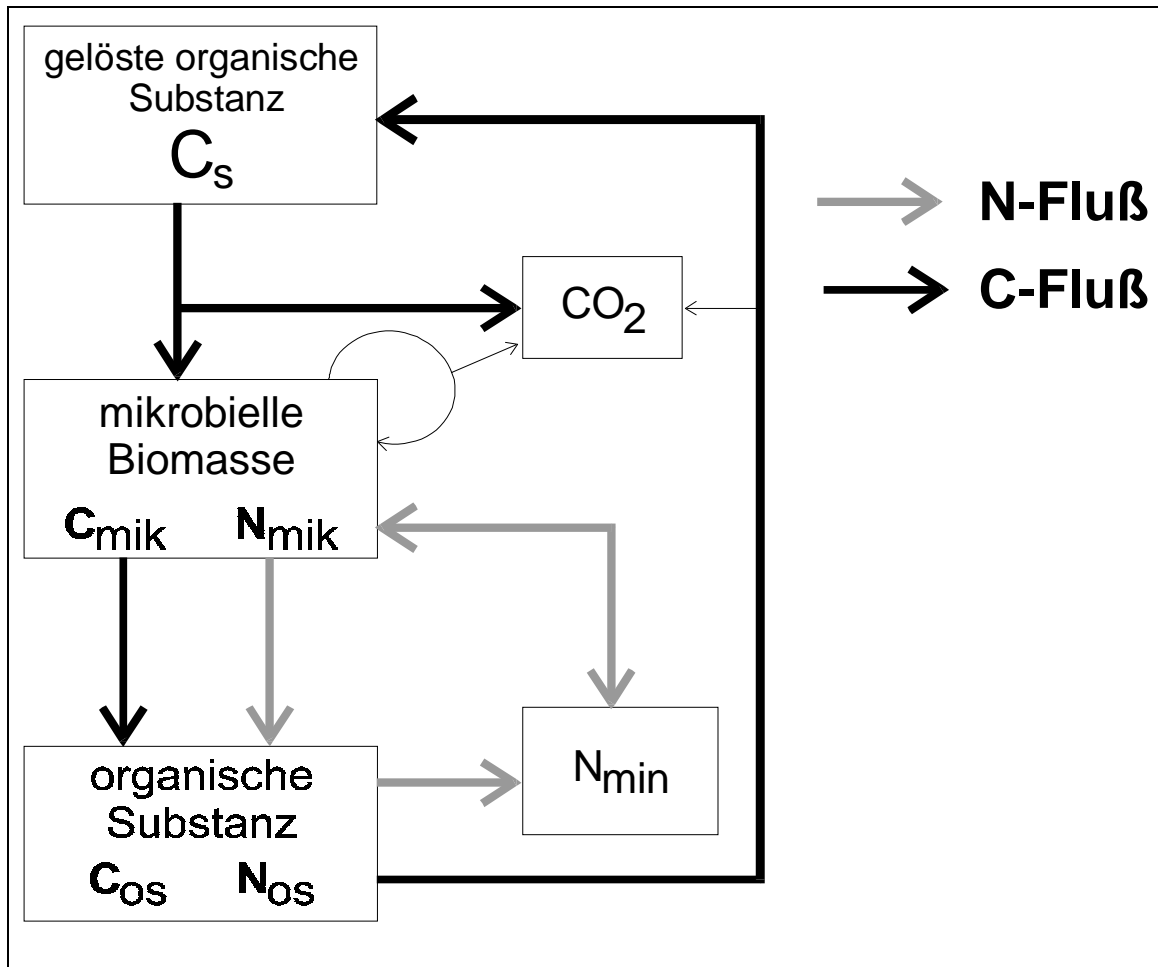


Abbildung 3: Struktur des Modells NiCa nach BLAGODATSKY & RICHTER (1998).  
Dünne Pfeile entfallen, wenn  $Y_r = 1$  (vgl. Kap. 4.2).

$$\mu(C_s) = \frac{\mu_{\max} \cdot C_s}{k_s + C_s} \quad (2-16)$$

Mit  $\phi(C_s, N_{min})$  in Gleichung 2-15 wird eine Funktion eingeführt, welche die substratabhängige Modifizierung der Zustandsgröße  $r$  berechnet (Gl. 2-17). Da im Prinzip mikrobielles Wachstum sowohl durch niedrige N- als auch durch geringe C-Konzentrationen gehemmt werden kann, wurde hier eine Minimumfunktion gewählt.

$$\phi(C_s, N_{min}) = \min\left(\frac{C_s}{k_{rC} + C_s}, \frac{N_{min}}{k_{rN} + N_{min}}\right) \quad (2-17)$$

Dabei ist  $k_{rC}$  [mg C g<sup>-1</sup> Boden] die Begrenzungskonstante für die C-abhängige mikrobielle Aktivität,  $k_{rN}$  [mg N g<sup>-1</sup> Boden] entsprechend die Begrenzungskonstante für die N-abhängige mikrobielle Aktivität.

Eine Grundlage des Modells ist, daß mikrobielle Umsetzungsprozesse nicht von der gesamten vorhandenen Menge an mikrobieller Biomasse, sondern nur von der aktiven mikrobiellen Biomasse ausgehen. Daher wird die Menge an mikrobieller Biomasse mit ihrer spezifischen Aktivität ( $r$ ) multipliziert. Die Dynamik des  $C_{mik}$  berechnet sich aus der Gleichung 2-18.

$$\frac{dC_{mik}}{dt} = C_{mik} \cdot r \cdot (\mu(C_s) - a(C_s) - a_{max} \cdot (1 - Y_r)) \quad (2-18)$$

Der erste Term gibt die Rate des mikrobiellen Wachstums an. Davon wird die aktuelle Todesrate ( $C_{mik} \cdot r \cdot a(C_s)$ ) subtrahiert. Die aktuelle Todesrate entspricht der Menge an Mikroorganismen, die pro Zeiteinheit abstirbt und damit nicht mehr dem  $C_{mik}$  zugerechnet werden kann. Die Funktion  $a(C_s)$  [ $d^{-1}$ ] stellt die potentielle, substratabhängige Todesrate dar und errechnet sich nach Gleichung 2-19. Weiterhin wird mit dem Term  $C_{mik} \cdot r \cdot a_{max} \cdot (1 - Y_r)$  der Atmungsverlust durch den Umsatz abgestorbener Mikroben berücksichtigt, wobei  $Y_r$  die Effizienz des mikrobiellen Abbaus und  $a_{max}$  die maximale Todesrate darstellen.

$$a(C_s) = \frac{a_{max}}{1 + k_a \cdot C_s} \quad (2-19)$$

Somit ist die potentielle Todesrate kein konstanter Wert, sondern eine Funktion der maximalen Todesrate ( $a_{max}$  [ $d^{-1}$ ]), einer Dämpfungskonstanten ( $k_a$  [ $mg\ C$ ]) und des verfügbaren Kohlenstoffs ( $C_s$ ). Es wird also ein umgekehrt proportionaler Zusammenhang zwischen maximaler Todesrate und Substratkonzentration angenommen.

Löslicher Kohlenstoff ( $C_s$ ) wird durch den Abbau der organischen Bodensubstanz nachgeliefert und durch mikrobielle Aufnahme verbraucht (Gl. 2-20). Der spezifischen Abbaurrate der organischen Substanz ( $q(C_{Os})$  [ $d^{-1}$ ]) wird ebenfalls eine Michaelis-Menten-Kinetik zugrundegelegt (Gl. 2-21). Die maximale spezifische Abbaurrate ist dabei  $q_{max}$  [ $d^{-1}$ ] und die entsprechende Michaelis-Menten-Konstante  $k_h$  [ $mg\ C\ g^{-1}\ Boden$ ]. Die Rate der zu  $C_s$  abgebauten organischen Substanz ( $C_{Os}$ ) wird um die Effizienz des mikrobiellen Abbaus ( $Y_r$ ) vermindert. Der mikrobielle Verbrauch an  $C_s$



ergibt sich aus dem Quotienten von mikrobiellem Wachstum ( $\mu(C_s)$ ) und der Effizienz der mikrobiellen Substratnutzung ( $Y_s$ ).

$$\frac{dC_s}{dt} = C_{mik} \cdot r \cdot \left( q(C_{OS}) \cdot Y_r - \frac{\mu(C_s)}{Y_s} \right) \quad (2-20)$$

$$q(C_{OS}) = \frac{q_{\max} \cdot C_{OS}}{k_h + C_{OS}} \quad (2-21)$$

Die organische Substanz wird aus abgestorbener mikrobieller Biomasse gespeist und gemäß Gleichung 2-20 zu löslichem Kohlenstoff abgebaut. Dementsprechend läßt sich der Abbau der organischen Substanz berechnen (Gl. 2-22).

$$\frac{dC_{OS}}{dt} = C_{mik} \cdot r \cdot (a(C_s) - q(C_{OS})) \quad (2-22)$$

Die Freisetzung von  $CO_2$  ergibt sich aus den Atmungsverlusten der einzelnen mikrobiellen Umsetzungsprozesse (Gl. 2-23). Ein Teil der  $CO_2$ -Freisetzung errechnet sich aus der Effizienz der Substratnutzung, wie sie in Gleichung 2-20 eingeführt wurde. Zusätzlich wird der Atmungsverlust beim Umsatz abgestorbener Mikroben (vgl. Gl. 2-18) und beim Abbau der organischen Bodensubstanz (vgl. Gl. 2-22) berücksichtigt.

$$\frac{dC_{CO_2}}{dt} = C_{mik} \cdot r \cdot \left( \frac{\mu(C_s) \cdot (1 - Y_s)}{Y_s} + a_{\max} \cdot (1 - Y_r) + q(C_{OS}) \cdot (1 - Y_r) \right) \quad (2-23)$$

Der N-Kreislauf ist an jeder Stelle mit dem C-Kreislauf verbunden. Die mikrobielle N-Aufnahme ergibt sich aus dem Produkt von  $C_{mik}$ ,  $r$ , der spezifischen N-Aufnahmerate ( $\mu(N_{min})$  [ $d^{-1}$ ]) und der Differenz aus maximalem N:C-Verhältnis ( $nc_{\max}$ ) und dem tatsächlichen N:C-Verhältnis der Biomasse (linker Teil von Gl. 2-24). Die spezifische N-Aufnahmerate wird gemäß einer Michaelis-Menten-Kinetik aus der  $N_{min}$ -Konzentration berechnet (Gl. 2-25). Das maximale N:C-Verhältnis ( $nc_{\max}$ ) errechnet sich nach Gleichung 2-26. Verluste an  $N_{mik}$  ergeben sich analog zur  $C_{mik}$ -Dynamik (Gl. 2-18) aus der mikrobiellen Todesrate (rechter Teil von Gl. 2-24).

$$\frac{dN_{mik}}{dt} = \mu(N_{min}) \cdot C_{mik} \cdot r \cdot \left( nc_{max} - \frac{N_{mik}}{C_{mik}} \right) - a(C_s) \cdot N_{mik} \cdot r \quad (2-24)$$

$$\mu(N_{min}) = \frac{n_{max} \cdot N_{min}}{k_n + N_{min}} \quad (2-25)$$

$$nc_{max} = 0,127 \cdot (r + 1,6) \quad (2-26)$$

Mineralischer Stickstoff wird durch mikrobielle Aufnahme immobilisiert (rechter Teil aus Gl. 2-27). Die N-Mineralisation (linker Teil aus Gl. 2-27) ergibt sich aus dem N-Gehalt der abgebauten organischen Substanz (vgl. Gl. 2-22 zum Abbau der organischen Substanz).

$$\frac{dN_{min}}{dt} = C_{mik} \cdot r \cdot \left( q(C_{OS}) \cdot \frac{N_{OS}}{C_{OS}} - \mu(N_{min}) \cdot \left( nc_{max} - \frac{N_{mik}}{C_{mik}} \right) \right) \quad (2-27)$$

Organischer Stickstoff wird analog zum organischen Kohlenstoff aus abgestorbener mikrobieller Biomasse gebildet (linker Teil von Gl. 2-28). Ebenso wie in Gleichung 2-27 der Abbau von organischer Substanz zu einer N-Mineralisation führt, wird entsprechend dem N:C-Verhältnis der abgebauten organischen Substanz die Menge an organischem Stickstoff vermindert (rechter Teil von Gl. 2-28).

$$\frac{dN_{OS}}{dt} = a(C_s) \cdot N_{mik} \cdot r - q(C_{OS}) \cdot C_{mik} \cdot r \cdot \frac{N_{OS}}{C_{OS}} \quad (2-28)$$

Für die Initialisierung des Modells wurde als umsetzbare organische Substanz ( $C_{OS}$ ) die gesamte organische Substanz des Bodens angenommen. Für die Variante mit Strohzugabe wurde die gesamte Strohmenge dem Kompartiment  $C_{OS}$  zugeschlagen. Startwerte für  $r$  wurden durch Parameteranpassung gewonnen. Als Startwert für  $C_s$  wurde der lösliche Kohlenstoff der nicht fumigierten Proben aus der Biomassebestimmung verwendet.

## ***2.6 Verwendete Software und statistische Auswertung***

Die Verrechnung der Meßdaten erfolgte mit dem Tabellenkalkulationsprogramm Excel Version 5 und 7 (Microsoft). Diagramme wurden mit Sigma Plot Version 4 (SPSS Software) und Corel Draw Version 4 (Corel) erstellt. Für die Modellierung wurde das Simulationstool Model Maker Version 2.0c (Cherwell Scientific) verwendet.

Die statistische Auswertung der Feldversuchsdaten 1995 erfolgte mit dem Programm SAS Version 6.04 (SAS Institute). Die einfaktorielle Varianzanalyse wurde mit dem allgemeinen linearen Modell (GLM) durchgeführt. Für multiple Mittelwertvergleiche wurde der Ryan-Einot-Gabriel-Welsch-Test verwendet.

Der Laborversuch wurde mit einer dreifaktoriellen Varianzanalyse mit dem Programm Statgraphics Version 5.5D ausgewertet (STSC Software). Für anschließende Mittelwertvergleiche wurde der LSD-Test angewendet. Sämtliche Regressionsanalysen wurden mit dem Programm CoStat Version 4.21 (Cohort Software) durchgeführt. Bei allen Berechnungen galt ein Testniveau von  $p < 5 \%$  als Widerlegung der Nullhypothese.

Für die Auswertung der Modellierung des Laborversuchs wurden die Kenngrößen Effizienz des Modells (EF), die Wurzel der mittleren Fehlerquadrate (RMSE) und der Koeffizient der Residuen (CRM) nach LOAGUE & GREEN (1991) berechnet (Tab. 3). Für die Berechnung wurde Microsoft Excel Version 7.0 mit dem Zusatzprogramm ModStat (HARDEN 1998) verwendet. Negative Werte der EF geben an, daß das Mittel der beobachteten Werte eine bessere Vorhersage ist als die simulierten Werte. Der CRM ist ein Maß dafür, ob das Modell die Meßwerte überschätzt oder unterschätzt. Positive Werte zeigen dabei, daß die simulierten Werte im Mittel unter den beobachteten Werten liegen. Negative Werte der CRM zeigen hingegen, daß die simulierten Werte im Mittel über den beobachteten liegen. Ein CRM von 0,1 bedeutet, daß die simulierten Werte im Mittel aller Messungen um 10 % unter den beobachteten liegen.

Diese Kennwerte zur Beurteilung des Simulationsergebnisses sind kein objektives Entscheidungskriterium, ob eine Abweichung des Modells an die gemessenen Daten tolerierbar ist oder nicht. Vielmehr sollen diese Kennwerte ein Maß für den Vergleich von verschiedenen Modellanpassungen angeben.

Tabelle 3: Kalkulation der statistischen Kennwerte zur Beurteilung der Simulationsergebnisse nach LOAGUE & GREEN (1991).

Bezeichnung	Kürzel	Formel	Werte- bereich	Optimum
Koeffizient der Residuen	CRM	$\frac{\sum_{i=1}^n O_i - \sum_{i=1}^n P_i}{\sum_{i=1}^n O_i}$	$\leq 1$	0
Effizienz des Modells	EF	$\frac{\sum_{i=1}^n (O_i - \bar{O})^2 - \sum_{i=1}^n (P_i - O_i)^2}{\sum_{i=1}^n (O_i - \bar{O})^2}$	$\leq 1$	1
Wurzel der mittleren Fehlerquadrate	RMSE	$\sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (P_i - O_i)^2}{n}} \cdot \frac{100}{\bar{O}}$	$\geq 0$	0

$P_i$  = berechneter Wert i

$O_i$  = beobachteter Wert i

$\bar{O}$  = Mittel der beobachteten Werte

$n$  = Anzahl Beobachtungen

### 3 *Ergebnisse*

#### 3.1 *Laborversuch mit statischen Mikrokosmen*

Um die Effekte der Stroh- und N-Zugabe sowie der Inkubationsdauer auf die gemessenen Größen  $C_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{min}}$  und  $\text{CO}_2$ -Freisetzung zu bestimmen, wurde eine dreifaktorielle Varianzanalyse durchgeführt. Jeweils für die Variante mit N-Zugabe bei Versuchsbeginn und N-Zugabe nach 96 Inkubationstagen wurde der Einfluß der Faktoren Strohzugabe, N-Zugabe und Beprobungstermin auf alle gemessenen Größen untersucht. Im folgenden soll zunächst auf die varianzanalytisch berechneten Effekte eingegangen werden.

Strohzugabe bewirkte eine signifikante Steigerung der  $\text{CO}_2$ -Freisetzung, des  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes sowie eine N-Immobilisation (= Abnahme der  $N_{\text{min}}$ -Gehalte; Abb. 4). Die Zugabe von Stickstoff führte zu höheren  $N_{\text{min}}$ -Gehalten (Abb. 4d und 5d). Wurde Stickstoff zu Versuchsbeginn appliziert, konnten geringere  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte gegenüber der Variante ohne N-Zugabe gemessen werden (Abb. 4c). Bei Zugabe von  $\text{NH}_4\text{-N}$  war diese Verringerung signifikant. Die N-Zugabe nach 96 Inkubationstagen beeinflusste den  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt nicht (Abb. 5c). Weiterhin bewirkte Stickstoffzugabe bei gleichzeitiger Strohzugabe eine signifikante Verringerung der  $\text{CO}_2$ -Produktion gegenüber der Variante, die nur Stroh erhielt. Die Verringerung der  $\text{CO}_2$ -Produktion trat sowohl nach N-Zugabe bei Inkubationsbeginn als auch bei N-Zugabe nach 96 Inkubationstagen auf (Abb. 4a und 5a). Eine eindeutige Wirkung der Zugabe von Stickstoff auf den  $C_{\text{mik}}$  konnte nicht beobachtet werden. (Abb. 4b und 5b).

Strohzugabe bewirkte eine Verkleinerung des  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnisses gegenüber der Variante ohne Strohzugabe. Während des Inkubationsverlaufs entwickelte sich das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis unterschiedlich. So war das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis im Mittel aller Varianten nach 95 Inkubationstagen größer als nach 5, 18 und 235 Inkubationstagen. Im Ansatz mit N-Zugabe nach 96 Inkubationstagen vergrößerte sich das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis mit zunehmender Inkubationsdauer (Daten nicht dargestellt).

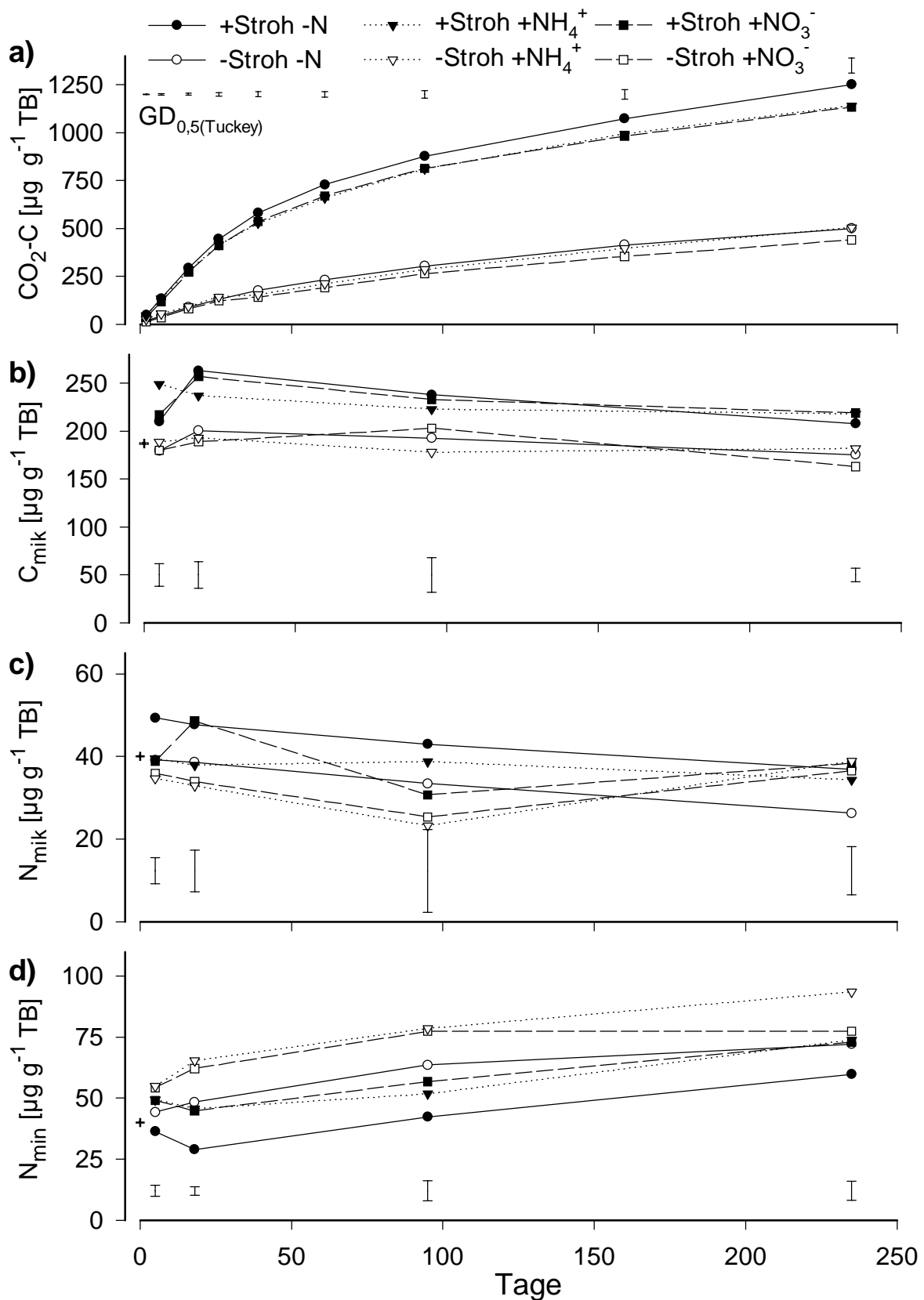


Abbildung 4: C- und N-Dynamik während des Laborversuchs bei gleichzeitiger Zugabe von Stroh und Stickstoff. a) Kumulative CO<sub>2</sub>-Freisetzung; b) Biomassekohlenstoff (C<sub>mik</sub>); c) Biomassestickstoff (N<sub>mik</sub>); d) mineralischer Stickstoff (N<sub>min</sub>). Kreuze geben die Gehalte zu Versuchsbeginn (Tag 0) an (n = 4).

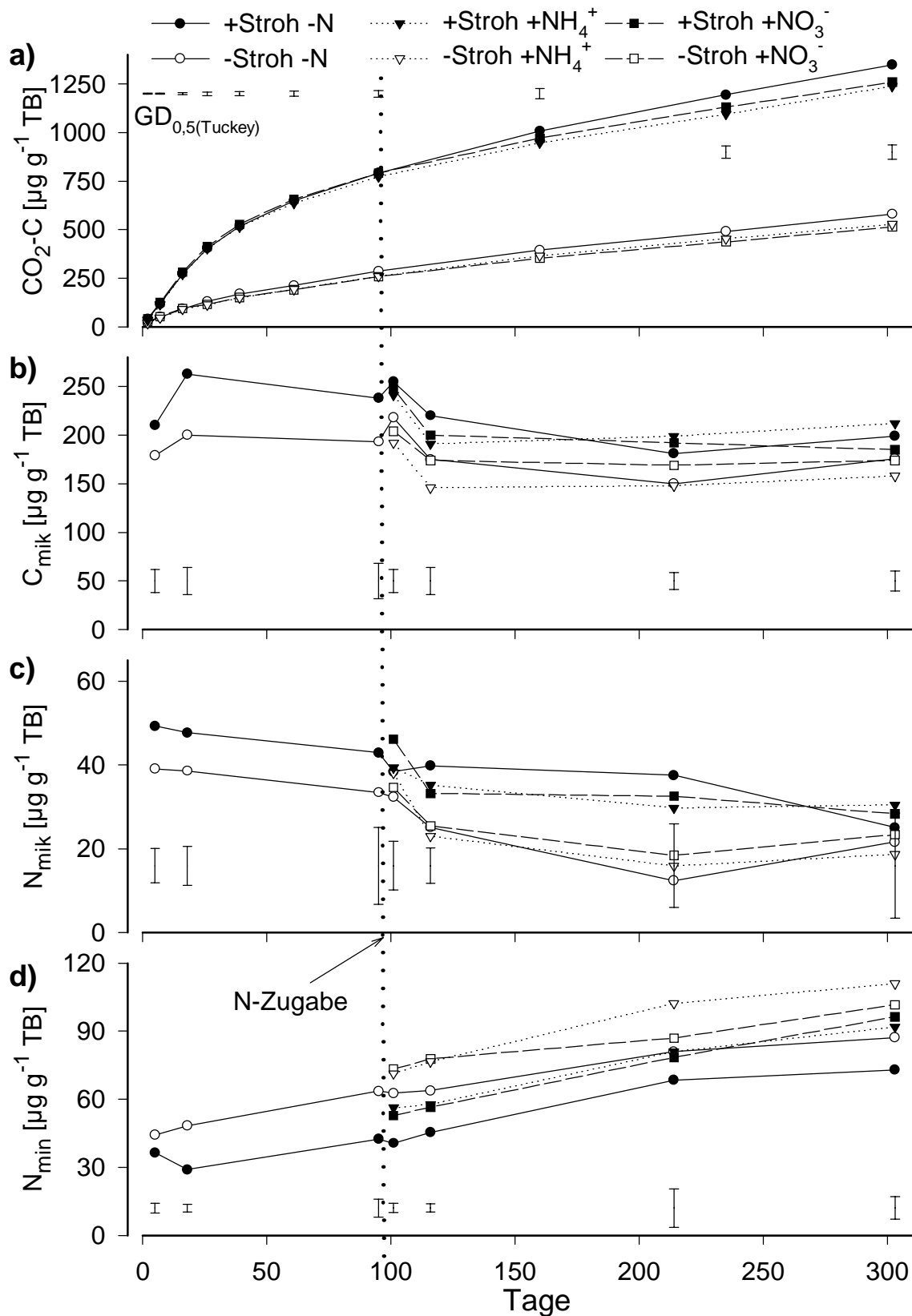


Abbildung 5: C- und N-Dynamik während des Laborversuchs bei Zugabe von Stickstoff nach 96 Inkubationstagen. a) Kumulative  $\text{CO}_2$ -Freisetzung; b) Biomassekohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ); c) Biomassestickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ); d) mineralischer Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ).

Die CO<sub>2</sub>-Produktionsraten sanken mit zunehmender Inkubationsdauer kontinuierlich. So fiel die CO<sub>2</sub>-Produktionsrate des Bodens von anfänglich 11 auf 1 µg CO<sub>2</sub>-C g<sup>-1</sup> Boden d<sup>-1</sup> nach 302 Inkubationstagen. Bei zusätzlicher Strohzugabe sank die CO<sub>2</sub>-Produktionsrate von 20 auf 2 µg CO<sub>2</sub>-C g<sup>-1</sup> Boden d<sup>-1</sup> ab (Daten nicht dargestellt). Die CO<sub>2</sub>-Produktionsraten des Bodens mit Strohzugabe lagen demnach während des gesamten Versuchs über der des Bodens ohne Stroh.

Während der gesamten Inkubationsdauer von 302 Tagen setzte der Boden ohne N- und Strohzugabe 580 µg CO<sub>2</sub>-C g<sup>-1</sup> Boden frei (Abb. 5a). Strohzugabe erhöhte die CO<sub>2</sub>-Freisetzung auf 1349 µg CO<sub>2</sub>-C g<sup>-1</sup> Boden. Ausgehend von der Annahme, daß die Strohzugabe die Mineralisation der organischen Bodensubstanz nicht beeinflusst, läßt sich aus diesen Angaben berechnen, welcher Teil des Strohs zu CO<sub>2</sub> mineralisiert wurde. Strohzugabe bewirkte eine zusätzliche Mineralisation von 769 µg CO<sub>2</sub>-C g<sup>-1</sup> Boden. Bei einer eingesetzten Menge Stroh von 1200 µg C g<sup>-1</sup> Boden wurden demnach 64 % des Kohlenstoffs zu CO<sub>2</sub> mineralisiert. Dieser Wert liegt in einer Größenordnung, wie er auch in anderen Arbeiten mit <sup>14</sup>C markiertem Stroh ermittelt wurde. So konnte STOCKFISCH (1997) nach 117 Inkubationstagen bei einer Temperatur von 10 °C eine Strohmineralisation von 40 % des eingesetzten Strohs beobachten. In der vorliegenden Untersuchung waren es bei einer Temperatur von 12 °C 48 % des eingesetzten Strohs in der gleichen Zeitspanne. Dieser Unterschied kann auf einer zusätzlichen Mineralisation der organischen Substanz nach Strohzugabe beruhen (WU et al. 1993). Ebenso kann aber auch die Größe der Strohpartikel und die unterschiedliche Versuchstemperatur den Strohabbau beeinflusst haben (BREMER et al. 1991).

Die C<sub>mik</sub>-Gehalte der Stroh-Null-Variante veränderten sich im Zeitverlauf nicht wesentlich. Strohzugabe ließ den C<sub>mik</sub>-Gehalt in den ersten 5 Inkubationstagen um durchschnittlich 36 µg C<sub>mik</sub> g<sup>-1</sup> Boden ansteigen. Vom 5. bis zum 18. Inkubationstag konnte eine weitere Zunahme um durchschnittlich 27 µg C<sub>mik</sub> g<sup>-1</sup> Boden beobachtet werden. (Abb. 4b). Nach diesem anfänglichen Anstieg nahmen die C<sub>mik</sub>-Gehalte in der Variante mit Strohzugabe wieder ab. Sie blieben jedoch während der gesamten Versuchsdauer höher als in der Stroh-Null-Variante.



Zugabe von  $20 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden bewirkte eine Erhöhung des  $N_{\min}$ -Gehaltes um  $10 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden in der Stroh-Null-Variante (Abb. 4d und 5d). Dabei war es gleichgültig, ob der Stickstoff zu Beginn des Versuchs oder erst nach 96 Inkubationstagen zugegeben wurde. Es konnten also 5 Tage nach N-Zugabe nur 50 % des zugegebenen Stickstoffs wiedergefunden werden. Bei gleichzeitiger Stroh- und N-Zugabe lag der  $N_{\min}$ -Gehalt um  $12 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden über dem der Gefäße, die nur Stroh erhalten haben. Das entspricht einer Wiederfindungsrate von 60 % für den zugegebenen Stickstoff.

Ein eindeutiger Zusammenhang zwischen N-Immobilisation (= Abnahme der  $N_{\min}$ -Gehalte) und Zunahme an  $N_{\text{mik}}$  konnte nicht nachgewiesen werden. So war in den Gefäßen mit Strohzugabe am 5. Inkubationstag der  $N_{\min}$ -Gehalt um rund  $7 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden niedriger als in den Gefäßen ohne Strohzugabe (Abb. 4d). Vom 5. bis zum 18. Inkubationstag nahmen die  $N_{\min}$ -Gehalte in den Gefäßen mit Strohzugabe um  $5 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden ab. Während dieser Zeitspanne stiegen in den Gefäßen ohne Strohzugabe die  $N_{\min}$ -Gehalte um durchschnittlich  $7 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden. Dementsprechend waren die  $N_{\min}$ -Gehalte der Gefäße mit Strohzugabe am 18. Inkubationstag um  $19 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden niedriger als in denjenigen mit Strohzugabe. Unter der Annahme, daß N-Verluste durch z. B. Denitrifikation oder Ammoniumfixierung nicht aufgetreten sind, wurden innerhalb der ersten 18 Inkubationstage durch die Strohzugabe  $19 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden immobilisiert. Wenn diese Menge an immobilisiertem Stickstoff in Form von  $N_{\text{mik}}$  festgelegt worden wäre, hätten die  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte nach Strohzugabe ebenfalls um  $19 \mu\text{g N}_{\text{mik g}}^{-1}$  Boden höher sein müssen als ohne Strohzugabe. Der Unterschied der  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte zwischen den Gefäßen mit und ohne Strohzugabe betrug jedoch maximal  $10 \mu\text{g N}_{\text{mik g}}^{-1}$  Boden und war somit deutlich geringer als erwartet. Weiterhin hätte eine Zunahme des  $N_{\text{mik}}$  vom 5. bis 18. Tag nach Strohzugabe zu beobachten sein müssen. Tatsächlich sanken die  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte in dieser Zeitspanne.

## 3.2 Feldversuche

### 3.2.1 Witterung

Die Feldversuche wurden in den Jahren 1994 und 1995 durchgeführt (vgl. Kap. 2.2.2). Monatliche Niederschläge und Temperaturen für diese Zeitspanne sind in Abbildung 6 dargestellt. Das Jahr 1994 war mit 740 mm Jahresniederschlag vergleichsweise feucht für diese Region. Die Monate Juni und Juli waren mit 72 mm Niederschlag ausgesprochen trocken. 1995 fielen 638 mm Niederschlag, was dem langjährigen Mittel dieser Region entspricht. Während 1995 das Pflanzenwachstum aufgrund der niedrigen Temperaturen im März stark verzögert einsetzte, war der Vegetationsbeginn im Jahr 1994 deutlich früher als 1995.

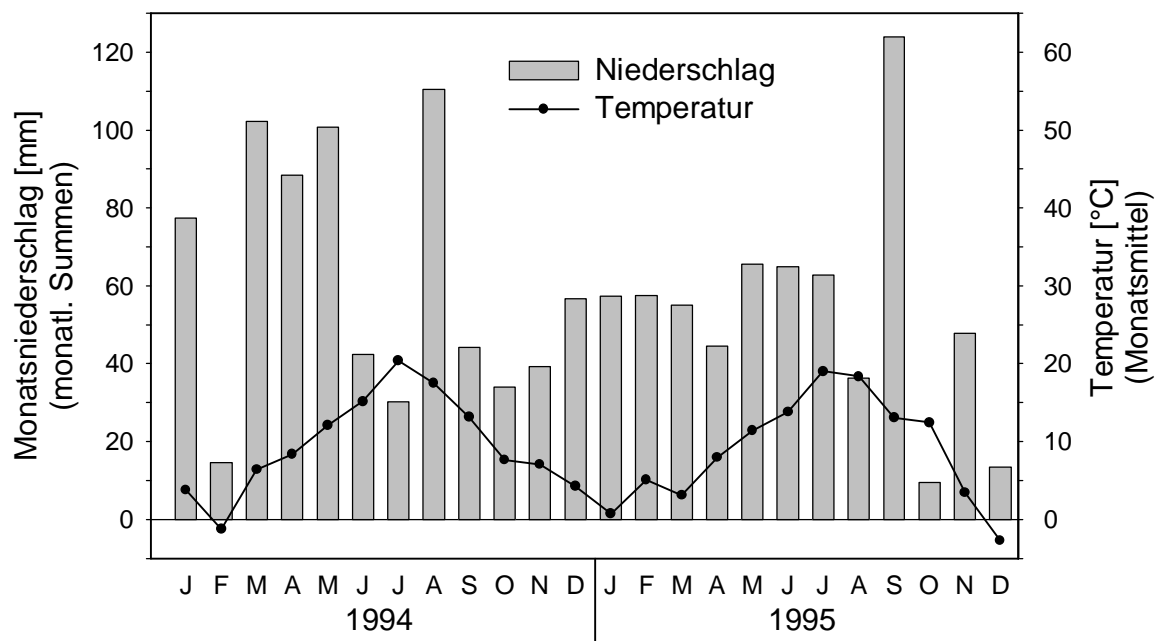


Abbildung 6: Monatliche Niederschlagssumme und Durchschnittstemperatur auf dem Standort Neuenkirchen für die Jahre 1994 und 1995.

### 3.2.2 Ernteerträge

Die Kornerträge der einzelnen Versuchsvarianten sind in Tabelle 4 aufgeführt. Auf dem Schlag NK 292 wurde 1994 keine Ertragserhebung durchgeführt. Weder die Stallmistdüngung noch die unterschiedlichen Düngerformen beeinflussten 1994 den Kornertrag wesentlich. Aufgrund der für den Düngerformenversuch 1995 gewählten Block-

anlage ließen sich Unterschiede im Ertrag statistisch verrechnen. Eine Düngung mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  erhöhte den Kornertrag um 10 % gegenüber einer Düngung mit  $\text{NO}_3\text{-N}$ . Der Kornertrag der ungedüngten Variante lag mit  $91 \text{ dt ha}^{-1}$  signifikant unter der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante. Für die Variante ohne Düngung erscheint ein Kornertrag von  $91 \text{ dt ha}^{-1}$  sehr hoch. Dieser Schlag wurde langjährig sehr intensiv bewirtschaftet. Daher scheint eine ausreichende N-Nachlieferung aus der organischen Substanz als Ursache für die Realisierung des hohen Kornertrages plausibel.

Tabelle 4: Kornerträge auf den Flächen der Feldversuche 1994/95.

Jahr	Schlag	Variante	Ertrag <sup>1)</sup> [ $\text{dt ha}^{-1}$ ]
1994	NK 273	ohne Stallmist	94
		mit Stallmist	91
	NK 278	$\text{NH}_4\text{-N}$	104
		$\text{NO}_3\text{-N}$	106
		Harnstoff	102
	NK 292	N-Null	-
		N-reduziert	-
		N-betriebsüblich	-
1995	NK 278	$\text{NH}_4\text{-N}$	111 <sup>a</sup>
		$\text{NO}_3\text{-N}$	101 <sup>b</sup>
		N-Null	91 <sup>c</sup>

<sup>1)</sup> Wassergehalt: 14 Gew. % bezogen auf die Trockenmasse  
 Unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede.

### 3.2.3 Bodenwassergehalte

Die Bodenwassergehalte des Oberbodens (0-30 cm) für die Feldversuche 1994 sind in Abbildung 7 dargestellt. Da sich 1994 die Wassergehalte der einzelnen Varianten nur geringfügig unterschieden, wurden die Werte der Varianten gemittelt. Bis zum 7.6.1994 unterschieden sich die Wassergehalte der einzelnen Schläge nur geringfügig. Zum den Probenahmeterminen am 22.6. und 22.8.1994 waren die höchsten Wassergehalte auf dem Schlag NK 292 und die niedrigsten auf dem Schlag NK 278 zu beobachten. Die Schläge NK 292 und NK 278 sind zwar in ihrer Textur und ihrem

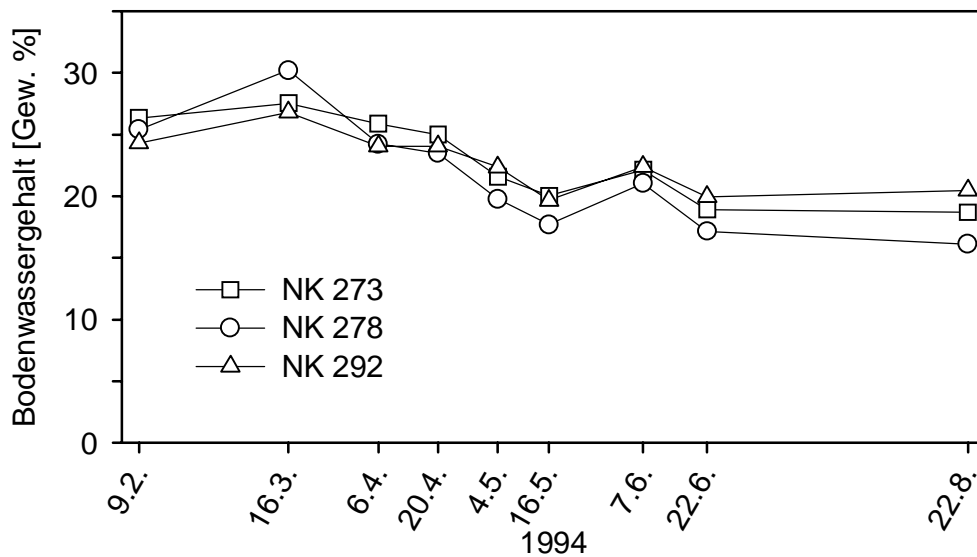


Abbildung 7: Bodenwassergehalte der Bodenschicht 0-30 cm während der Feldversuche 1994 (Mittel aus allen Varianten für jeden Schlag).

Gehalt an organischer Substanz und somit auch hinsichtlich ihrer nutzbaren Feldkapazität vergleichbar. Die auf dem Schlag NK 292 angebaute Wintergerste weist aber einen geringeren Evapotranspirationskoeffizienten auf als der auf dem Schlag NK 278 angebaute Winterweizen (ROTH et al. 1988, GALL et al. 1994).

Ein gegenüber dem Schlag NK 278 höherer Wassergehalt auf dem Schlag NK 273 erscheint plausibel. Zwar wurde auf beiden Schlägen Winterweizen angebaut, aber der Boden des Schlages NK 273 weist aufgrund des höheren Tongehaltes einen höheren Totwasseranteil und somit eine geringere nutzbare Feldkapazität auf. Als Folge der geringen Niederschläge in den Monaten Juni und Juli könnte hier Wassermangel aufgetreten sein, der dann zu einer geringeren Evapotranspiration geführt hat. Die niedrigeren Kornerträge auf dem Schlag NK 278 unterstützen diese Annahme.

Während des Feldversuchs 1995 unterschieden sich die Wassergehalte zwischen den Varianten im Juli und August signifikant ( $p < 0,05$ ; Abb. 8). Die Wassergehalte der ungedüngten Parzellen waren während dieser Zeitspanne höher als die der gedüngten Parzellen. Dies läßt sich durch den verringerten Wasserverbrauch der Pflanzen bei niedrigerem Düngungsniveau erklären (EHLERS 1996).

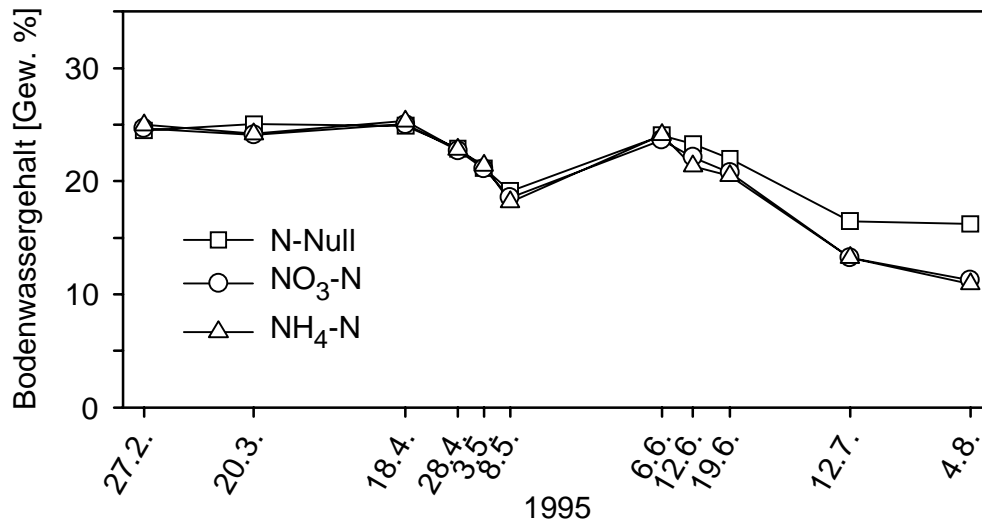


Abbildung 8: Bodenwassergehalte der Bodenschicht 0-30 cm während des Düngerformenversuchs 1995 auf dem Schlag NK 278

### 3.2.4 Mineralischer Stickstoff ( $N_{\min}$ )

Die Höhe der mineralischen Düngergabe beeinflusste die  $N_{\min}$ -Gehalte auf dem Schlag NK 292 nur geringfügig (Abb. 9a). Die größten Unterschiede konnten zwischen den gedüngten und der ungedüngten Parzelle am 6.4.1994 beobachtet werden. Dort lag der  $N_{\min}$ -Gehalt in den oberen 30 cm der reduziert gedüngten Parzelle um nur 15 kg N über dem der ungedüngten Parzelle. Eine nennenswerte Verlagerung des Stickstoffs in tiefere Bodenschichten ist auszuschließen, da der  $N_{\min}$ -Gehalt der tieferen Bodenschichten (30-60 cm und 60-90 cm) während der entsprechenden Zeitspanne durchweg zwischen 3 und 12 kg N ha<sup>-1</sup> 30cm<sup>-1</sup> lag (Daten nicht dargestellt). Da die  $N_{\min}$ -Messungen auf diesem Schlag mindestens 7 Tage nach den Düngemaßnahmen durchgeführt wurden, ist es möglich, daß Unterschiede in der verfügbaren Menge an mineralischem Stickstoff durch die Pflanzenaufnahme kompensiert wurden. Eine maximale N-Aufnahmerate der Pflanzen von 6 kg N ha<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup> (KERSEBAUM 1989) und die hohe Variabilität der  $N_{\min}$ -Methode von über  $\pm 14$  kg N ha<sup>-1</sup> (SCHMIDHALTER et al. 1992) können die geringen Unterschiede im  $N_{\min}$  zwischen den einzelnen Düngestufen erklären.

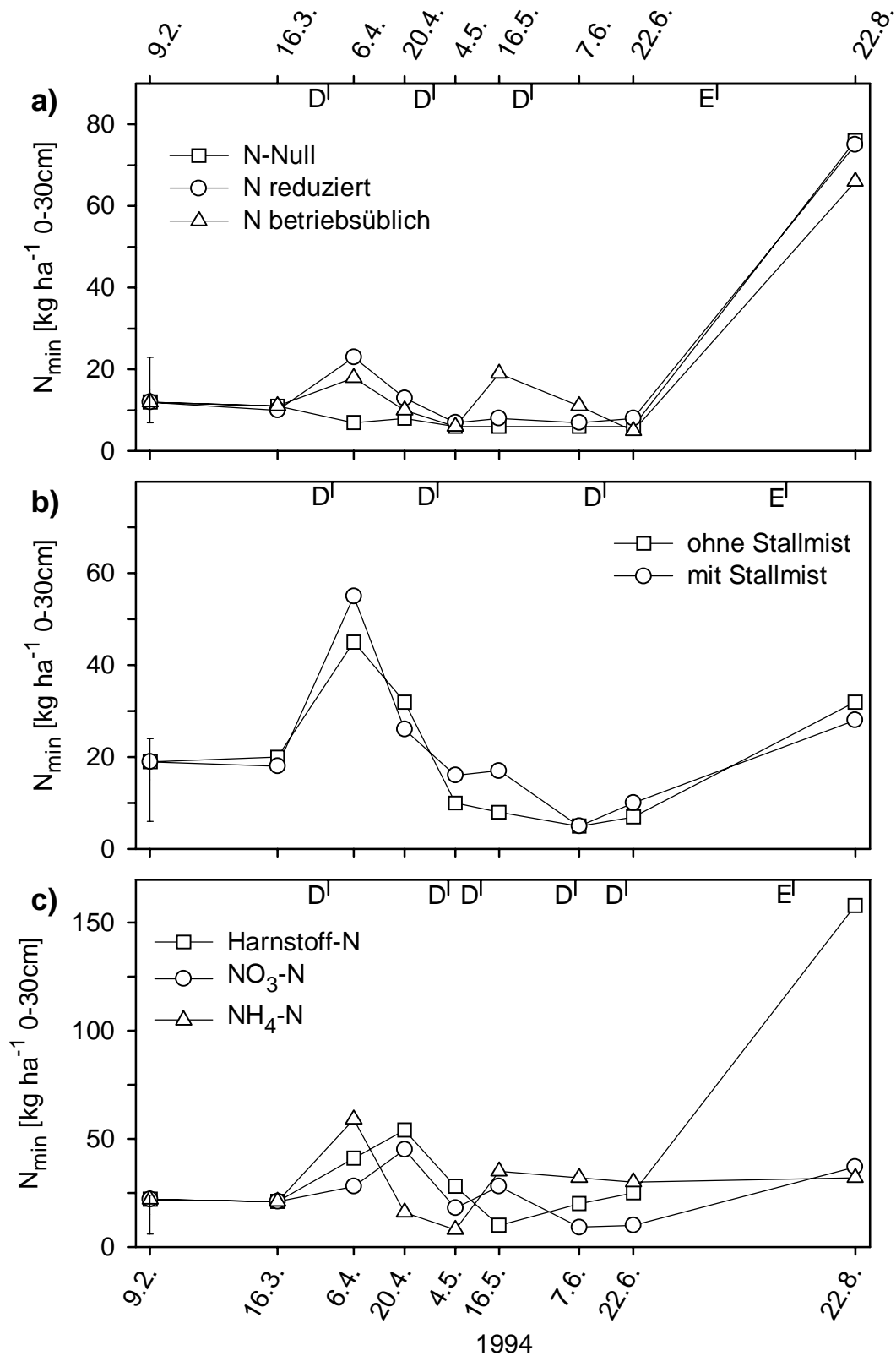


Abbildung 9: Zeitliche Dynamik des mineralischen Stickstoffs ( $N_{\min}$ ) in der Ackerkrume während der Feldversuche 1994. a) NK 292 (Düngermenge) b) NK 273 (Stallmistdüngung) c) NK 278 (Düngerform). Die senkrechten Linien geben den  $LSD_{0,05}$  an. D: Düngetermin, E: Erntetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

Auffällig ist auf dem Schlag NK 292 die hohe N-Mineralisation in allen drei Varianten während der Abreife bzw. nach der Ernte der Wintergerste (Abb. 9a). So stieg der  $N_{\min}$ -Gehalt in den obersten 30 cm vom 22.6.1994 bis zum 22.8.1994 von 10 auf  $70 \text{ kg } N_{\min} \text{ ha}^{-1}$  an. Offenbar hat die seit über 5 Jahren reduzierte Düngung auf diesem Schlag die mineralisierbare organische Bodensubstanz noch nicht wesentlich verringert.

Die Varianten mit und ohne Stallmistdüngung auf dem Schlag NK 273 zeigten keine Unterschiede in den  $N_{\min}$ -Gehalten (Abb. 9b). Die N-Mineralisation zwischen dem 22.6.1994 und dem 22.8.1994 war mit  $15 \text{ kg N ha}^{-1} \text{ 0-30cm}^{-1}$  deutlich geringer als auf dem Schlag NK 292. Möglicherweise hat der auf dem Schlag NK 273 angebaute Winterweizen bis zum 22.8.1994 mehr Stickstoff aufgenommen als die Wintergerste auf dem Schlag NK 292. Als Erklärung kommt auch eine geringere Mineralisationsleistung dieses Bodens in Frage.

Die  $N_{\min}$ -Gehalte der Varianten des Düngerformenversuchs auf dem Schlag NK 278 unterschieden sich, abgesehen vom 22.8., ebenfalls nur geringfügig (Abb. 9c). Auffällig war hier jedoch ein starker Anstieg des  $N_{\min}$  zum 22.8.1994 in der mit Harnstoff gedüngten Variante. Offenbar ist der am 20.6.1994 gedüngte Harnstoff hier aufgrund der starken Trockenheit erst sehr spät zu mineralischem Stickstoff umgesetzt worden.

Während des Feldversuchs 1995 lag der  $N_{\min}$ -Gehalt der ungedüngten Variante zu allen Meßterminen unter  $10 \text{ kg N ha}^{-1}$  (Abb. 10). Die mineralische Düngung ließ die  $N_{\min}$ -Gehalte in den obersten 30 cm auf bis zu  $83 \text{ kg } N_{\min} \text{ ha}^{-1}$  ansteigen. Lediglich in der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante konnte dieser Anstieg am 8.5. nicht beobachtet werden. Allerdings war der  $N_{\min}$ -Gehalt in der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante beim vorausgegangenen Meßtermin (3.5.) deutlich höher als in der mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  gedüngten Variante. Der Anstieg der  $N_{\min}$ -Gehalte nach den Düngemaßnahmen entsprach mengenmäßig etwa der Höhe der Düngergabe. Auf den mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  gedüngten Parzellen nahm der  $N_{\min}$ -Gehalt nach den Düngemaßnahmen schneller ab als in den mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Parzellen. Da nach den Düngemaßnahmen mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  der größte Teil des Bodenstickstoffs als Ammonium im Boden vorlag (Daten nicht dargestellt) ist eine Ammoniumfixierung als N-Senke in dieser Variante unwahrscheinlich. Eine

höhere N-Aufnahme der Pflanzen in der mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  gedüngten Variante könnte die Ursache für die schnellere Abnahme der  $\text{N}_{\min}$ -Gehalte sein. Die Erträge waren in der mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  gedüngten Variante am höchsten (vgl. Kap. 3.2.1.).

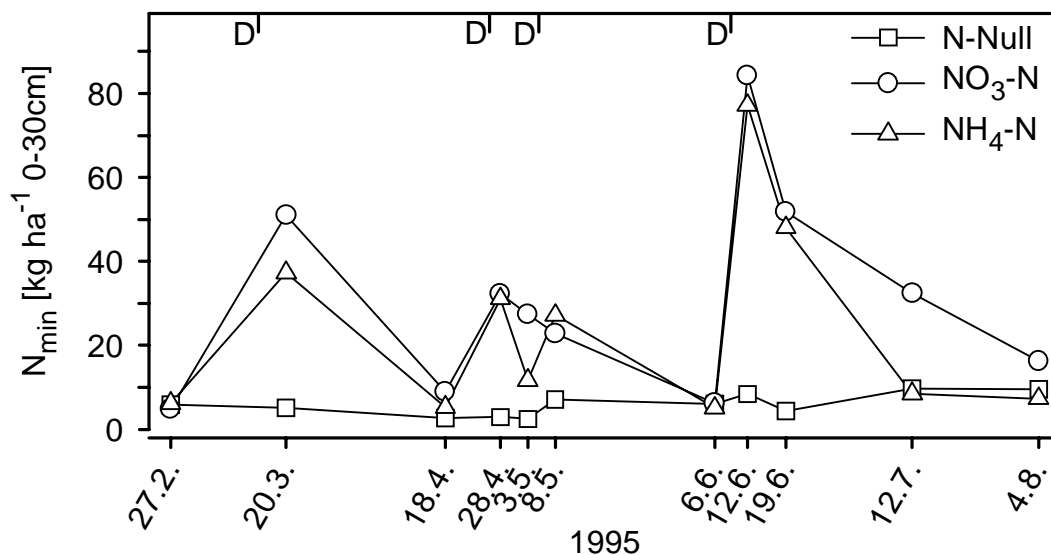


Abbildung 10: Zeitliche Dynamik des mineralischen Stickstoffs ( $\text{N}_{\min}$ ) in der Ackerkrume während des Düngerformenversuchs 1995 (NK 278). D symbolisiert die Düngetermine (vgl. Kap. 2.2.2).

### 3.2.5 Mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ )

Auf den Schlägen NK 292 (Düngungssteigerungsversuch) und NK 278 (Düngerformenversuch) lagen 1994 die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte im Mittel aller Messungen bei  $240 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden (Abb. 11). Auf dem Schlag NK 273 (organische Düngung) wurden  $275 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden gemessen. 1995 lag der mittlere  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt des Düngerformenversuchs mit  $265 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden um 10 % über dem Mittelwert von 1994 (Abb. 12). Die unterschiedlichen mittleren  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte in den Jahren 1994 und 1995 könnten durch die Vorfrucht hervorgerufen sein (1994: Rüben; 1995: Weizen). Da die Versuchspartzellen 1995 ca. 100 m von den Versuchspartzellen des Vorjahres entfernt lagen, scheidet auch eine räumliche Variabilität der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte auf der Versuchsfäche als Erklärung nicht aus.



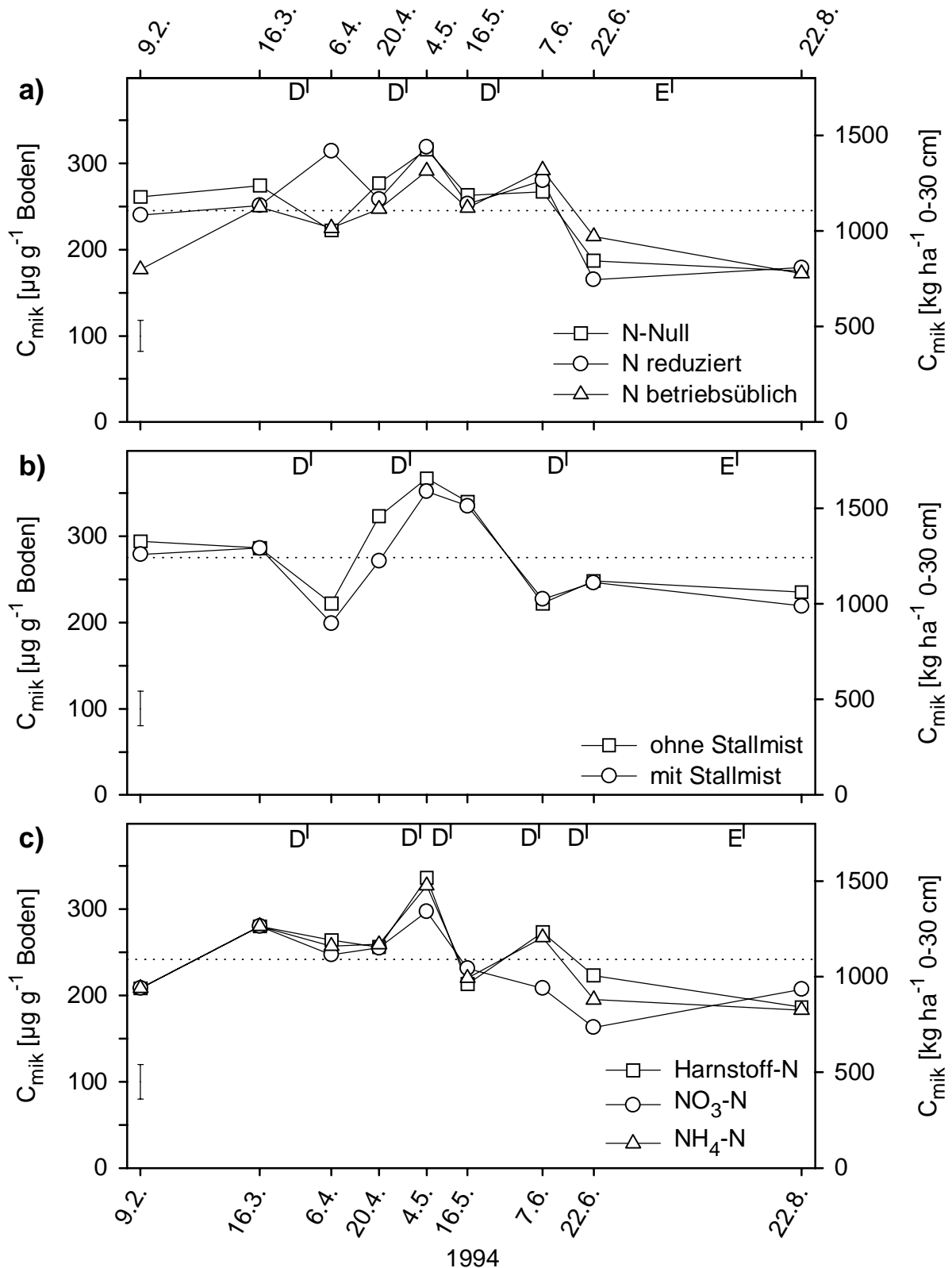


Abbildung 11: Zeitliche Dynamik des Kohlenstoffs in mikrobieller Biomasse ( $C_{\text{mik}}$ ) während der Feldversuche 1994. a) NK 292 (Düngermenge) b) NK 273 (Stallmistdüngung) c) NK 278 (Düngerform).

Die waagerechten gepunkteten Linien zeigen das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den  $\text{LSD}_{0,05}$  an. D: Düngetermin, E: Erntetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

Die maximalen Abweichungen der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte einzelner Messungen vom Jahresmittel betrugen  $\pm 30\%$  bzw.  $\pm 75 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden (entsprechend  $340 \text{ kg } C_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$   $0\text{-}30 \text{ cm}^{-1}$ ; Abb. 11 und 12). In den Monaten April bis Juni, während der Hauptwachstumsperiode der angebauten Kulturen, wurden in den meisten Fällen höhere  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte als zu Beginn der Vegetationsperiode und zur Abreife gemessen. Während 1994 auf allen untersuchten Schlägen am 22.6.1994 und 22.8.1994 die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte deutlich unter dem Mittel aller Messungen lagen (Abb. 11), unterschieden sich die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte auf den drei Schlägen zu den anderen Meßterminen. So konnten auf dem Schlag NK 273 (Abb. 11b) am 4.5.1994 und am 16.5.1994 gegenüber dem Mittelwert aller Messungen höhere  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte gemessen werden. Auf den Schlägen NK 292 und NK 278 (Abb. 11a und c) lagen die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte nur am 4.5.1994 deutlich über dem Mittel aller Messungen. Ebenso konnte das Minimum am 6.4.1994 auf dem Schlag NK 292 auf den anderen Schlägen nicht beobachtet werden.

Eine der Biomassemessung vorausgegangene N-Düngung beeinflusste den  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt nicht eindeutig. So waren die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte nach den Düngemaßnahmen sowohl höher als auch niedriger als die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte vor den Düngemaßnahmen.

Auf dem Schlag NK 292 führte die mineralische Düngung zu keinen Unterschieden in den  $C_{\text{mik}}$ -Gehalten (Abb. 11a). Ebenso wenig veränderte eine Stallmistgabe von  $10 \text{ t ha}^{-1}$  im Jahr vor der Untersuchung die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte auf dem Schlag NK 273 (Abb. 11b). Auch die Düngerform wirkte sich nicht deutlich auf die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte während der Vegetationsperiode 1994 aus (Abb. 11c). Die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante lagen am 4.5., 7.6. und 22.6.1994 unter den Gehalten der übrigen Varianten. Die Probenentnahmen für diese Biomassemessungen fanden jeweils ein bzw. zwei Tage nach der N-Düngung statt (siehe Tab. 2). Zu den Messungen am 6.4. und am 16.5.1994 unterschieden sich die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte der Düngewarianten nicht. Hier wurden die Bodenproben für die Biomassemessungen jedoch erst 5 bzw. 7 Tage nach den Düngemaßnahmen entnommen. Im Feldversuch 1995 wurde versucht, die vorübergehende Wirkung der  $\text{NO}_3$ -Düngung auf den  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt in einer Blockanlage zu reproduzieren (Abb. 12). Ein Einfluß der Düngerform auf den  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt konnte hier aufgrund der Variabilität zwischen den Parzellen nicht abgesichert werden.

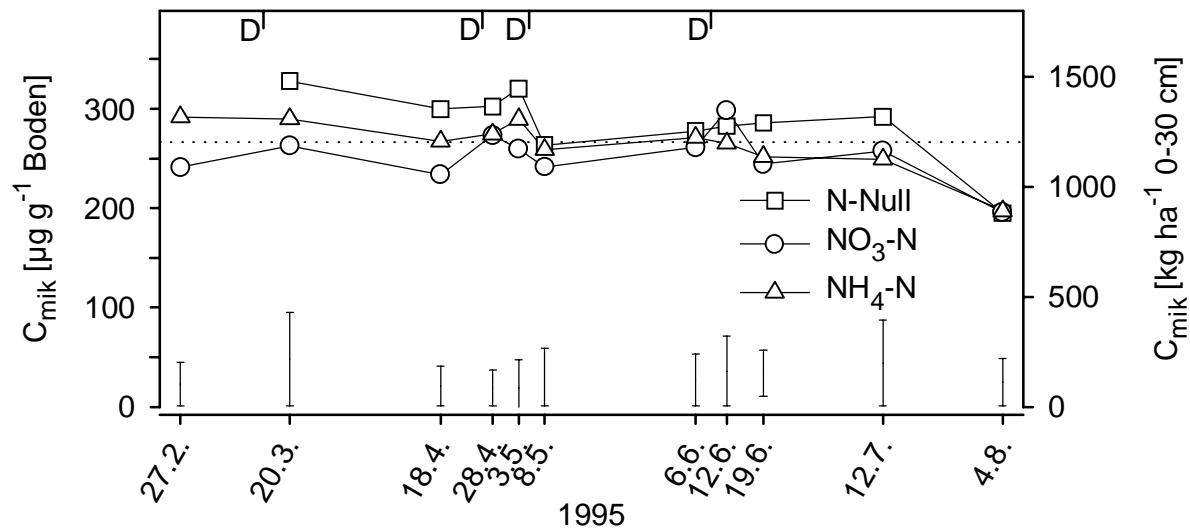


Abbildung 12: Zeitliche Dynamik des Kohlenstoffs in mikrobieller Biomasse ( $C_{\text{mik}}$ ) während des Düngerformenversuchs 1995 (Schlag: NK 278). Die waagerechte gepunktete Linie zeigt das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den LSD<sub>0,05</sub> an. D symbolisiert die Düngetermine (vgl. Kap. 2.2.2).

### 3.2.6 Mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ )

In allen Versuchen wurde  $N_{\text{mik}}$  mit einem Gesamt-N Aufschluß (Persulfatmethode) gemessen. Zusätzlich wurde  $N_{\text{mik}}$  in den Feldversuchen 1994 auch mit der Ninhydrinmethode bestimmt. Prinzipiell sollen beide Methoden vergleichbare Ergebnisse liefern (JOERGENSEN & BROOKES 1990, CARTER 1991, SPARLING & ZHU 1993, AMATO & LADD 1994, JOERGENSEN 1996). Da jedoch mit der Ninhydrinmethode nur ein Teil des Stickstoffs nachgewiesen wird, wurden beide Methoden an einem Teil der Proben miteinander verglichen.

#### Persulfatmethode

Im Mittel aller Messungen lagen die mit der Persulfatmethode ermittelten  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte bei  $45 \mu\text{g N}_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden (Abb. 13 und 14). Das entspricht einer Menge mikrobiell gebundenen Stickstoffs von rund  $200 \text{ kg N ha}^{-1}$  bezogen auf die Ackerkrume von 30 cm.

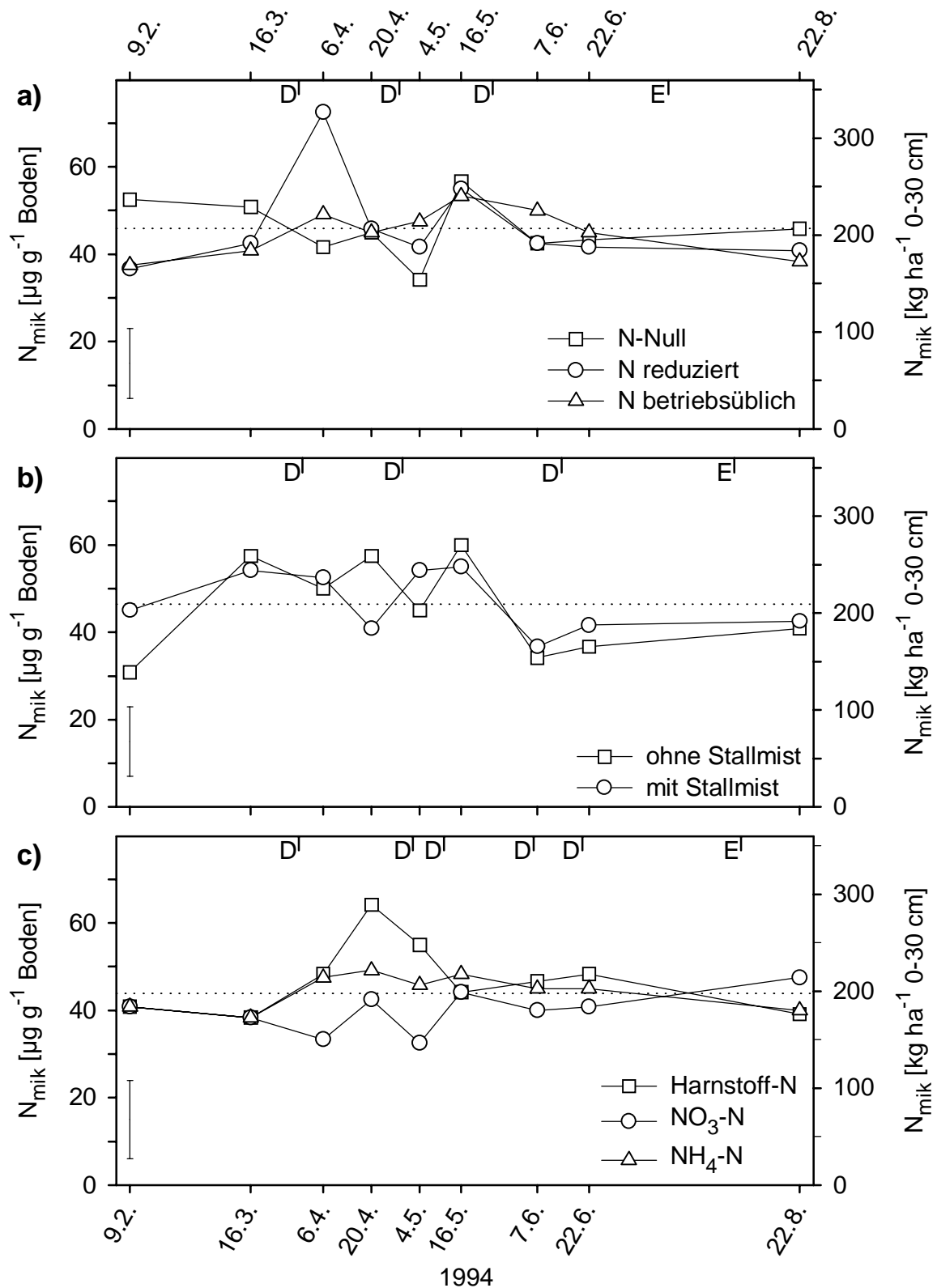


Abbildung 13: Zeitliche Dynamik des mit der Persulfatmethode gemessenen mikrobiell gebundenen Stickstoffs ( $N_{\text{mik}}$ ) während der Feldversuche 1994. a) NK 292 (Düngermenge) b) NK 273 (Stallmistdüngung) c) NK 278 (Düngerform).

Die waagerechten gepunkteten Linien zeigen das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den  $\text{LSD}_{0,05}$  an. D: Düngetermin, E: Erntetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

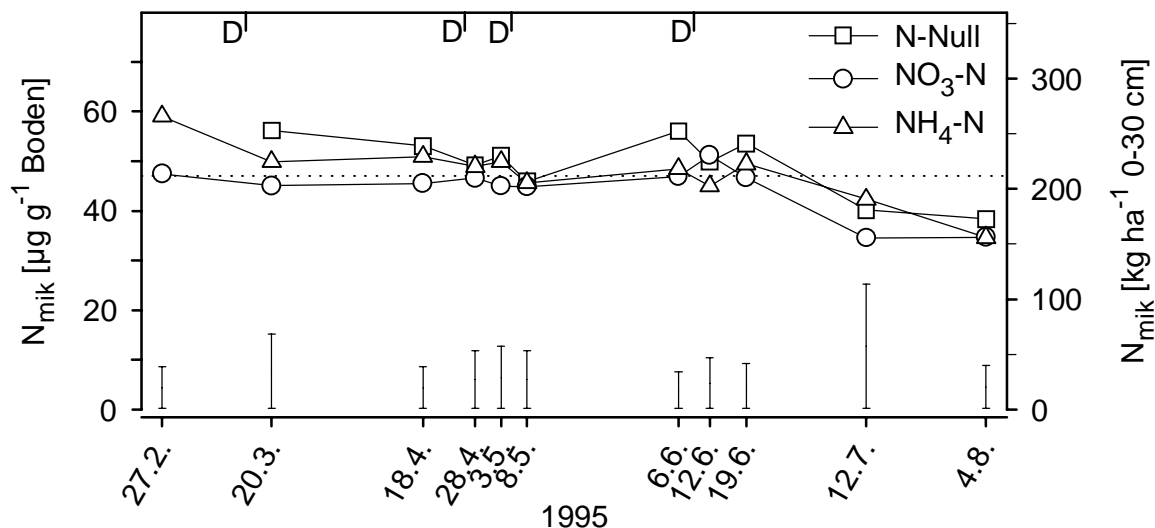


Abbildung 14: Zeitliche Dynamik des mit der Persulfatmethode gemessenen mikrobiell gebundenen Stickstoffs ( $N_{\text{mik}}$ ) während des Düngerformenversuchs 1995 (NK 278).

Die waagerechte gepunktete Linie zeigt das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den  $\text{LSD}_{0,05}$  an. D: Düngetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

Vom Mittel aller Messungen eines Schläges traten während des Untersuchungszeitraumes Abweichungen des  $N_{\text{mik}}$  von bis zu  $\pm 20 \mu\text{g N}_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden ( $\pm 90 \text{ kg N}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  0-30  $\text{cm}^{-1}$ ) auf (Abb. 12). Die Maxima konnten in der Zeit von April bis Mai beobachtet werden. Die Entwicklung des  $N_{\text{mik}}$  korrespondierte mit der Veränderung des  $C_{\text{mik}}$  im Verlauf der Vegetationsperiode. Eine Abnahme des  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes zur Abreife der Frucht im Juni war jedoch geringer ausgeprägt als beim  $C_{\text{mik}}$  (Abb. 11 und 12).

Die Düngermenge wirkte sich nicht auf die Menge an mikrobiell gebundenem Stickstoff aus (Abb. 13a). Das Maximum in der reduziert gedüngten Variante am 6.4.1994 kann eher auf die Variabilität bei der Probenentnahme zurückgeführt werden als auf den Einfluß der Düngung, da sowohl die ungedüngte als auch die betriebsüblich gedüngte Variante einen deutlich geringeren  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt aufwiesen.

Die vorjährige Stallmistdüngung erhöhte zwar bei der ersten Messung am 9.2.1994 den  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt gegenüber der ungedüngten Variante (Abb. 13b). Im weiteren Verlauf der Vegetationsperiode unterschieden sich diese Varianten jedoch nicht mehr voneinander.

Im Düngerformenversuch verursachte die Düngung mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  einen gegenüber den anderen Varianten verringerten  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalt zu den Meßzeitpunkten am 6.4., 20.4. und 4.5.1994 (Abb. 13c). Beachtenswert ist, daß diese Verringerung bei den  $\text{C}_{\text{mik}}$ -Gehalten nicht zu beobachten war (vgl. Abb. 11c). Ein Einfluß der Düngerform auf den  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalt konnte im Feldversuch 1995 jedoch nicht bestätigt werden (Abb. 14). Zwar lagen die  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Parzellen im Versuchsjahr unter denen der anderen Varianten. Allerdings war der Ausgangsgehalt vor der ersten Düngung bereits geringer als in der  $\text{NH}_4^+$ -Variante. Überdies konnten aufgrund der hohen Variabilität im Feld Unterschiede zwischen den Varianten statistisch nicht abgesichert werden.

#### *Ninhydrinmethode*

Die mit der Ninhydrinmethode gemessenen  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte lagen über denen mit der Persulfatmethode gemessenen. Im Mittel aller Messungen für die jeweiligen Schläge betrugen die  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte 50 bis 58  $\mu\text{g N}_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden (220 bis 260  $\text{kg N}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  0-30cm; Abb. 15). Die Veränderungen der  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte im zeitlichen Verlauf unterschieden sich nur geringfügig von denen mit der Persulfatmethode gemessenen  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalten. Auffällig waren jedoch die auf dem Schlag NK 278 aufgetretenen Unterschiede (Abb. 13c und 15c). So zeigten sich bei den mit der Ninhydrinmethode gemessenen Proben zu den Meßterminen am 6.4. und am 4.5.1994, in der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante, deutlich geringere  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte als in den übrigen Varianten. Am 20.4.1994 lagen dagegen die mit der Ninhydrinmethode gemessenen  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte der mit  $\text{NO}_3\text{-N}$  gedüngten Variante über denen der anderen Varianten.

Eine Korrelation zwischen dem mit der Ninhydrinmethode und dem mit der Persulfatmethode ermittelten  $\text{N}_{\text{mik}}$  ergab folgenden Zusammenhang zwischen den Methoden:

$$\text{N}_{\text{mik}} (\text{Ninhydrin}) = 1,183 \text{ N}_{\text{mik}} (\text{Persulfat}) \quad (\text{Abb. 16})$$

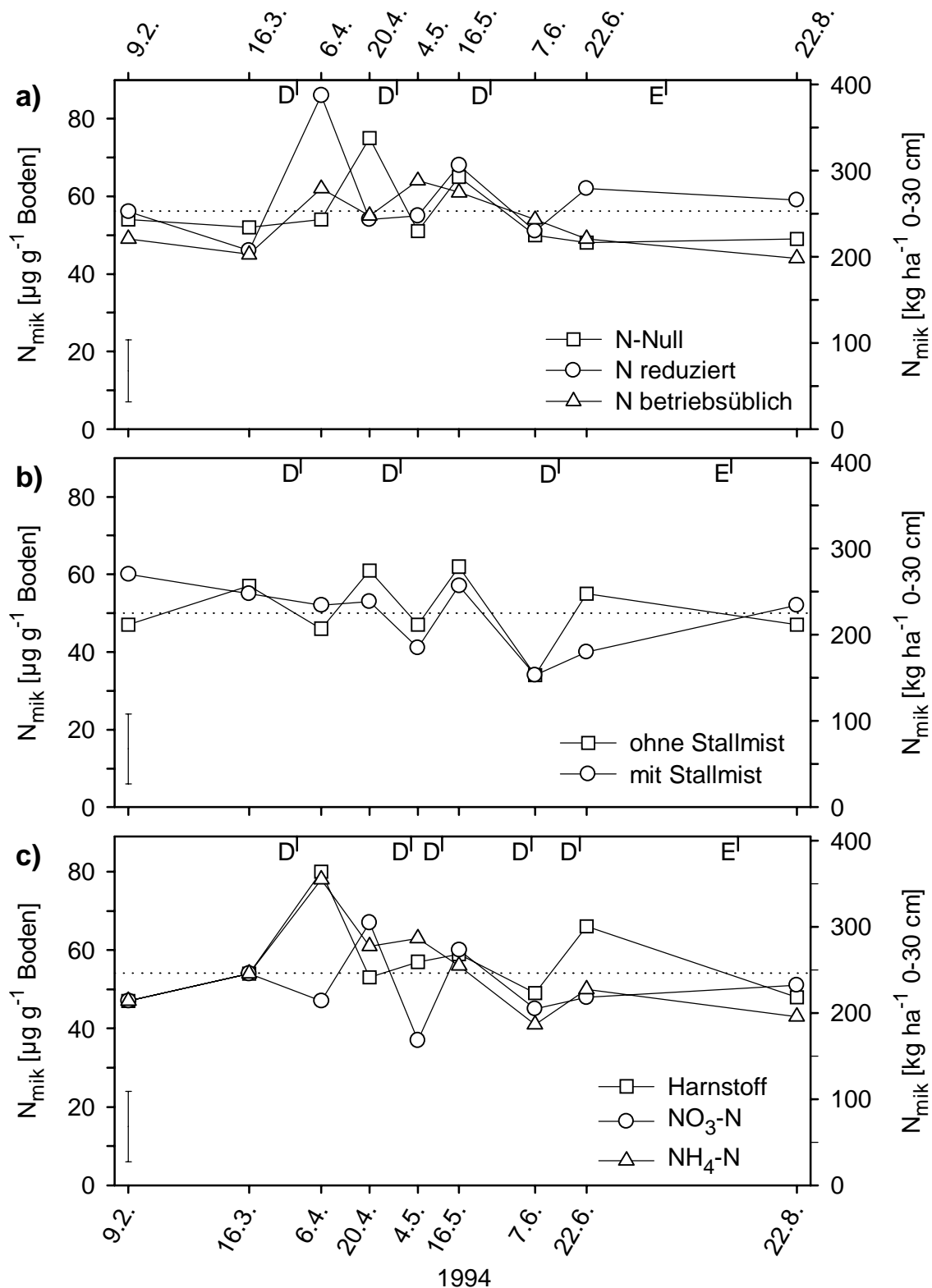


Abbildung 15: Zeitliche Dynamik des mit der Ninhydrinmethode gemessenen mikrobiell gebundenen Stickstoffs ( $N_{\text{mik}}$ ) während der Feldversuche 1994. a) NK 292 (Düngermenge) b) NK 273 (Stallmistdüngung) c) NK 278 (Düngerform).

Die waagerechten gepunkteten Linien zeigen das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den  $\text{LSD}_{0,05}$  an. D: Düngetermin, E: Erntetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

Der Faktor von 1,183 weist lediglich eine Standardabweichung von 0,024 auf. Der Korrelationskoeffizient beträgt  $r = 0,4$ . Dieser Korrelationskoeffizient erscheint sehr niedrig. Es sollte jedoch berücksichtigt werden, daß eine Messung des Stickstoffs in mikrobieller Biomasse mit einem Variationskoeffizienten von ca. 10 % behaftet ist und daß die in den Feldversuchen gemessenen  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte lediglich in einem Bereich von 40 bis 70  $\mu\text{g } N_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden liegen. Daher ist ein größerer Korrelationskoeffizient für die Messungen aus dieser Untersuchung auch nicht zu erwarten. Höhere Korrelationskoeffizienten zwischen unterschiedlichen Methoden zur Bestimmung des mikrobiell gebundenen Stickstoffs oder auch Kohlenstoffs lassen sich nur ermitteln, wenn eine große Anzahl von Böden mit einer weiteren Spanne an Biomassegehalten als in diesen Feldversuchen untersucht wird (WARDLE & PARKINSON 1991).

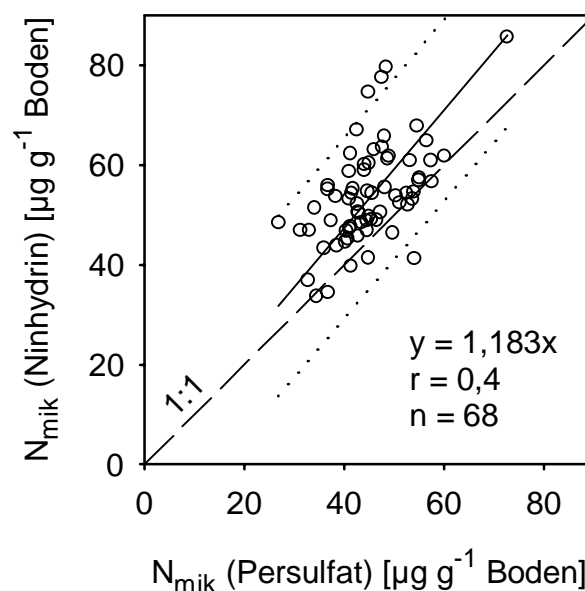


Abbildung 16: Korrelation zwischen dem mit der Persulfatmethode und mit der Ninhydrinmethode ermittelten mikrobiell gebundenen Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ).

Der Unterschied zwischen den mit der Persulfat- und der Ninhydrinmethode bestimmten  $N_{\text{mik}}$ -Gehalten kann auf die verwendeten Umrechnungsfaktoren  $k_{\text{Enin}}$  und  $k_{\text{EN}}$  zurückgeführt werden. JOERGENSEN & BROOKES (1990) kalibrierten den  $k_{\text{Enin}}$ -Faktor an nur 12 Böden gegen  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte (CFE-Methode). Eine erneute Kalibrierung der Ninhydrinmethode an 110 Böden gegen den mit der CFE-Methode gemessenen  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt (JOERGENSEN 1996) ergab jedoch einen ähnlichen Zusammenhang, wie er bereits von JOERGENSEN & BROOKES (1990) ermittelt wurde.



JOERGENSEN & BROOKES (1990) verwendeten für die Berechnung des  $N_{\text{mik}}$  den von JENKINSON (1988) vorgeschlagenen  $k_{\text{EN}}$ -Faktor von 2,22. In der vorliegenden Arbeit wurden die  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte jedoch mit dem von JOERGENSEN & MUELLER (1996) korrigierten  $k_{\text{EN}}$ -Faktor von 1,85 berechnet. Die  $k_{\text{EN}}$ -Faktoren unterscheiden sich um den Faktor 1,2, was dem in dieser Arbeit gefundenen Unterschied zwischen der Ninhydrin- und der Persulfatmethode von 1,183 nahezu entspricht. Von einer Anpassung des  $k_{\text{EN}}$  bzw.  $k_{\text{Enin}}$ -Faktors wurde in der vorliegenden Arbeit abgesehen, da die Datengrundlage es nicht gestattet zu entscheiden, ob der  $k_{\text{EN}}$  zu niedrig oder der  $k_{\text{Enin}}$  zu hoch angesetzt wurde.

### 3.2.7 Mikrobielle Aktivität

Als Maß für die mikrobielle Aktivität wurde in den Feldversuchen 1994 die Dehydrogenaseaktivität im Boden (DHA) bestimmt. Das Mittel aller Messungen ergab für die Schläge NK 292 und NK 273 eine DHA von  $125 \mu\text{g TPF g}^{-1}$  Boden (Abb. 17a und b). Im Boden des Schlages NK 278 wurden  $170 \mu\text{g TPF g}^{-1}$  Boden gemessen (Abb. 17c).

Der zeitliche Verlauf der DHA unterschied sich geringfügig vom zeitlichen Verlauf des  $N_{\text{mik}}$  und  $C_{\text{mik}}$  (vgl. Abb. 17 mit Abb. 11 und 13). Während die  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte zu den Probenahmeterminen am 22.6. und 22.8.1994 dem Mittel aller Messungen entsprachen oder deutlich niedriger waren, lagen die Dehydrogenaseaktivitäten zu diesen Probenahmeterminen z. T. deutlich über dem Mittel aller Messungen. Weiterhin wurde zwischen dem 16.3. und dem 4.5.1997 deutlich häufiger eine DHA unter dem Mittel aller Messungen beobachtet (25 von 32 Messungen) als für  $C_{\text{mik}}$  (5 von 32 Messungen) und  $N_{\text{mik}}$  (16 von 32 Messungen).

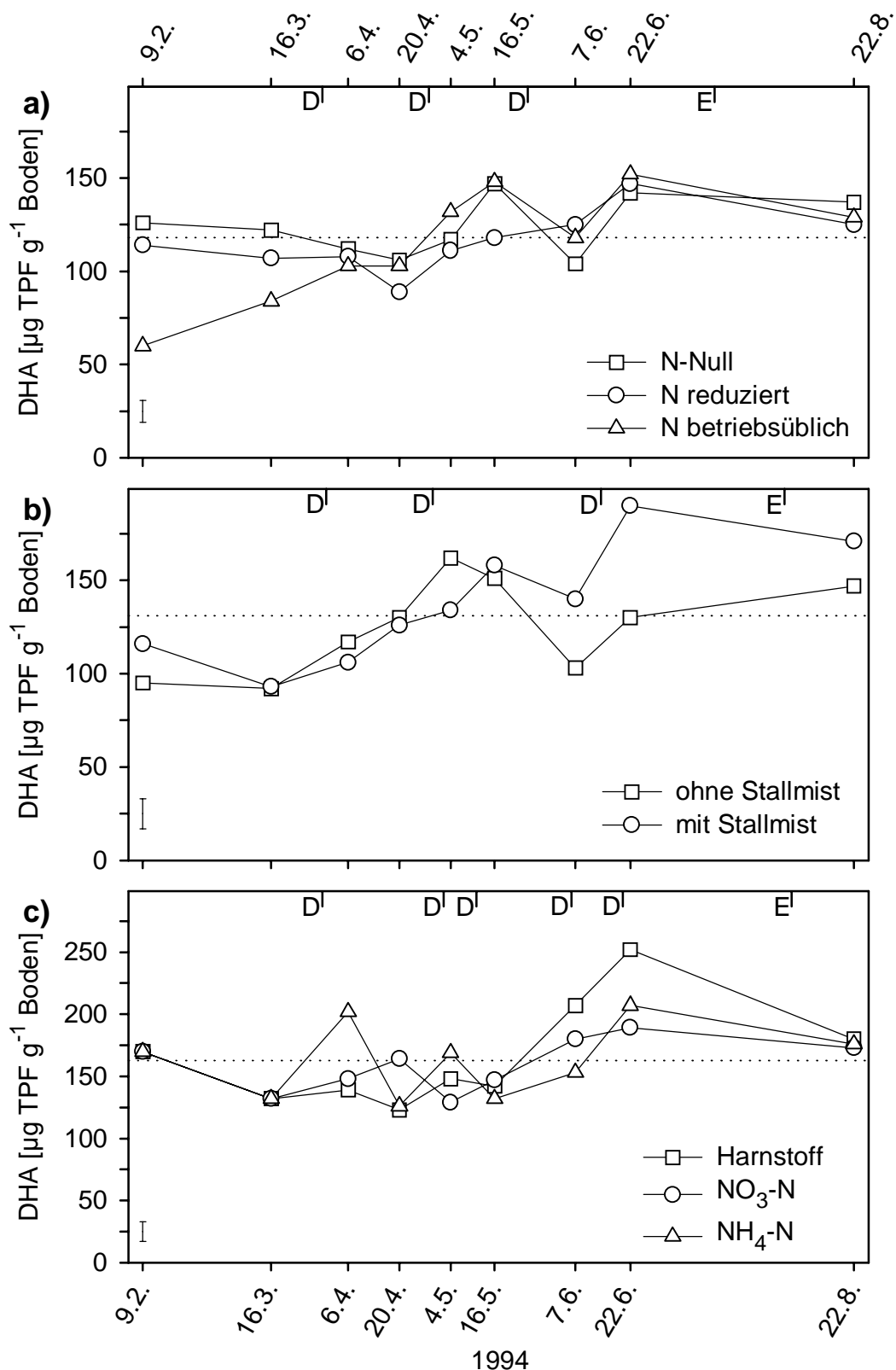


Abbildung 17: Zeitliche Dynamik der Dehydrogenaseaktivität (DHA) während der Feldversuche 1994. a) Schlag NK 292 (Düngermenge) b) Schlag NK 273 (Stallmistdüngung) c) Schlag NK 278 (Düngerform). Die waagerechten gepunkteten Linien zeigen das Mittel über alle Messungen, die senkrechten Linien geben den  $\text{LSD}_{0,05}$  an. D: Düngetermin, E: Erntetermin (vgl. Kap. 2.2.2).

Ein direkter Einfluß der Höhe der mineralischen N-Düngung auf die DHA konnte nicht beobachtet werden. Zwar war auf dem Schlag NK 292 die DHA der betriebsüblich gedüngten Variante an den ersten beiden Probenahmeterminen am 9.2. und 16.3.1994 deutlich niedriger als die der übrigen Varianten (Abb. 17a). Zu den weiteren Meßterminen, also auch direkt nach den Düngemaßnahmen, unterschied sich aber die DHA zwischen den Düngevarianten auf diesem Schlag nur noch geringfügig. Eine Ursache für die vergleichsweise geringe DHA bei betriebsüblicher Düngung am 9.2. und 16.3.1994 konnte nicht ermittelt werden.

Nach Düngung mit Stallmist wurde zum Ende der Versuchsperiode eine höhere DHA gemessen als ohne Stallmistdüngung (Abb. 17b). Bis zum Probenahmetermin im Mai 1994 unterschieden sich die Stallmistdüngungsvarianten jedoch nicht. Die applizierte Düngerform zeigte keine deutliche Wirkung auf die DHA (Abb. 17c). Nach den ersten beiden Düngemaßnahmen war die DHA in der mit  $\text{NH}_4\text{-N}$  gedüngten Variante höher als in den übrigen Varianten. Nach der vierten und fünften Düngung war die DHA in der mit Harnstoff gedüngten Variante am höchsten. Dieser Sachverhalt konnte jedoch aufgrund der gewählten Versuchsanlage statistisch nicht abgesichert werden.

## **4 *Modellierung der Ergebnisse aus dem Laborexperiment***

Die Modellierung des mikrobiellen C- und N-Umsatzes erfolgte ausschließlich anhand der Daten des Laborexperimentes (siehe Kap. 3.1). Für eine Modellvalidierung war dies notwendig, weil in dem Experiment in statischen Mikrokosmen schwer meßbare Verlustgrößen wie N-Verlagerung oder N-Aufnahme der Pflanzen nicht auftraten.

Zur Modellierung der C- und N-Dynamik wurden nur die Ergebnisse der Varianten ohne zusätzliche N-Gabe herangezogen. Dies erschien sinnvoll, weil die Zugabe von  $\text{NO}_3\text{-N}$  bzw.  $\text{NH}_4\text{-N}$  die mikrobielle Biomasse oder den Strohabbau nur unwesentlich beeinflussen. Weiterhin wäre mit den verwendeten Modellen nur bei N-Mangel ein Einfluß auf die mikrobielle Biomasse zu erwarten gewesen. Aufgrund der hohen Ausgangs- $\text{N}_{\text{min}}$ -Gehalte im Boden der Mikrokosmen war jedoch zu keinem Zeitpunkt ein N-Mangel zu erwarten.

### **4.1 *DAISY***

Für die Modellierung der C- und N-Dynamik mit dem Modellansatz DAISY wurde zunächst versucht, den C- und N-Umsatz im Laborversuch mit dem Originalparametersatz von HANSEN et al. (1991, 1993) zu simulieren (Tab.5). Als einziger Unterschied zum Originalparametersatz wurde das Modell mit den gemessenen Werten für  $\text{C}_{\text{org}}$  und  $\text{C}_{\text{mik}}$  initialisiert. Mit diesem Parametersatz konnte die N-Mineralisation sehr gut beschrieben werden (Abb. 18d, Tab. 6; Sim 1). Auch die in der Variante mit Strohzugabe beobachtete N-Immobilisation konnte ohne weitere Veränderung der Parameter simuliert werden. Eine gleichzeitige Simulation der übrigen Meßgrößen lieferte mit diesem Parametersatz jedoch keine befriedigenden Ergebnisse (Tab. 6; Sim 1). So wurde die  $\text{CO}_2$ -Produktion vom Modell deutlich unterschätzt (Abb. 18a; Sim 1). Die simulierten  $\text{C}_{\text{mik}}$ - und  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte lagen am Ende der Inkubation ebenfalls deutlich unter den gemessenen Werten (Abb. 18b und c; Sim 1). Der durch die

Strohzugabe bedingte anfängliche Anstieg von  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  wurde dagegen vom Modell überschätzt.

Diese Abweichungen zwischen simulierten und gemessenen Werten traten nicht unerwartet auf, da keinerlei Anpassung der Parameter an gemessene Werte vorgenommen wurde. So wurde mit einem  $C_{\text{org}}:N_{\text{total}}$ -Verhältnis von 10 gerechnet, während der verwendete Boden ein  $C_{\text{org}}:N_{\text{total}}$ -Verhältnis von 8,3 aufwies (vgl. Tab. 1). Ebenso wurde der  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt anhand des von HANSEN et al. (1993) angegebenen  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnisses berechnet, welches deutlich über dem gemessenen lag. Daher sind die deutlichen Abweichungen zwischen simulierten und gemessenen  $N_{\text{mik}}$ -Gehalten verständlich.

In einer weiteren Simulationsrechnung wurden die gemessenen  $N_{\text{total}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte bei der Modellinitialisierung berücksichtigt. Zunächst wurde für beide Kompartimente der organischen Substanz (OS1 und OS2) das gemessene  $C_{\text{org}}:N_{\text{total}}$ -Verhältnis von 8,3 eingesetzt. Um das gemessene  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis in das Modell einzubeziehen, wurden das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis des Kompartimentes BIO1 ( $CN_{\text{BIO1}}$ ) und der Partitionierungskoeffizient  $f_{\text{BIO1\_Start}}$  (vgl. Gl. 2-12 und 2-13) angepaßt. Das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis des Kompartimentes BIO2 ( $CN_{\text{BIO2}}$ ) wurde dann entsprechend Gleichung 2-14 berechnet. Die beste so zu erzielende Anpassung ergab sich für ein  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis des Kompartimentes BIO1 ( $CN_{\text{BIO1}}$ ) von 4,1 und einem Partitionierungskoeffizienten  $f_{\text{BIO1\_Start}}$  von 0,8 (vgl. Tab. 5; Sim 2). Ein Wert von 4,1  $CN_{\text{BIO1}}$  ist sehr niedrig angesetzt. Im allgemeinen liegt das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis von Ackerböden zwischen 5,2 und 8,4 (JOERGENSEN et al. 1993). Bei Inkubationsbeginn wurde aber ein  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis von 4,7 gemessen, was bereits geringfügig unterhalb der von JOERGENSEN et al. (1993) ermittelten Spanne lag. Durch Einbeziehung der aus den gemessenen Werten berechneten  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ - und  $C_{\text{org}}:N_{\text{total}}$ -Verhältnisse konnte das Simulationsergebnis nur geringfügig verbessert werden (Abb. 18; Tab. 6: Sim 2).

Tabelle 5: Parameter für die verschiedenen Simulationen mit dem Modell DAISY. (weitere Erläuterungen im Text).

Parameter	HANSEN et al. (1991, 1993)		Anpassung an Variante...		MUELLER et al. (1997)	
	Standard	Anpassung	ohne Stroh	mit Stroh	Standard	Anpassung
Bezeichnung der Simulation in Abbildungen und im Text						
	Sim 1	Sim 2	Sim 3	Sim 4	Sim 5	Sim 6
<i>C:N-Verhältnisse</i>						
$CN_{RES1}$	100	←	←	←	170 <sup>*)</sup>	←
$CN_{RES2}$	67 <sup>**)</sup>	←	56 <sup>**)</sup>	←	18 <sup>**)</sup>	←
$CN_{BIO1}$	6	4,1	4,9	←	←	←
$CN_{BIO2}$	10	11,1 <sup>**)</sup>	4,4 <sup>**)</sup>	←	←	←
$CN_{OS1}$	10	8,3 <sup>*)</sup>	←	←	←	←
$CN_{OS2}$	10	8,3 <sup>*)</sup>	←	←	←	←
<i>Partitionierungskoeffizienten</i>						
$f_{RES1}$	0,75	←	0,84	←	0,89 <sup>*)</sup>	←
$f_{BIO1\_Start}$	0,6	0,8	0,6	←	0,85	←
$f_{BIO1}$	0,5	←	0,53	0,29	0,5	←
$f_{BIO1 \rightarrow OS2}$	0,4	←	0,69	0,42	0,4	←
$f_{BIO2 \rightarrow OS2}$	0,4	←	0,13	0,89	0,4	←
$f_{OS1}$	0,1	←	0,93	0,97	0,1	←

(Fortsetzung nächste Seite)

Tabelle 5 (Fortsetzung)

Parameter	Bezeichnung der Simulation in Abbildungen und im Text					
	Sim 1	Sim 2	Sim 3	Sim 4	Sim 5	Sim 6
<i>Abbaukoeffizienten</i>						
$k_{RES1}$ [d <sup>-1</sup> ]	$7,0 \cdot 10^{-03}$	←	$5,5 \cdot 10^{-03}$	$1,2 \cdot 10^{-02}$	$7,0 \cdot 10^{-03}$	←
$k_{RES2}$ [d <sup>-1</sup> ]	$7,0 \cdot 10^{-02}$	←	$6,6 \cdot 10^{-02}$	$1,2 \cdot 10^{-01}$	$7,0 \cdot 10^{-02}$	←
$k_{OS1}$ [d <sup>-1</sup> ]	$2,7 \cdot 10^{-06}$	←	$1,1 \cdot 10^{-04}$	$6,5 \cdot 10^{-05}$	$2,7 \cdot 10^{-06}$	$7,1 \cdot 10^{-06}$
$k_{OS2}$ [d <sup>-1</sup> ]	$1,4 \cdot 10^{-04}$	←	$3,2 \cdot 10^{-02}$	$4,6 \cdot 10^{-02}$	$1,4 \cdot 10^{-04}$	$4,8 \cdot 10^{-04}$
<i>Umsatz mikrobieller Biomasse</i>						
$d_{BIO1}$ [d <sup>-1</sup> ]	$1,0 \cdot 10^{-03}$	←	$6,5 \cdot 10^{-03}$	$3,2 \cdot 10^{-03}$	$1,9 \cdot 10^{-04}$	$2,7 \cdot 10^{-03}$
$d_{BIO2}$ [d <sup>-1</sup> ]	$1,0 \cdot 10^{-02}$	←	$1,8 \cdot 10^{-02}$	$2,1 \cdot 10^{-02}$	$1,0 \cdot 10^{-02}$	←
$m_{BIO1}$ [d <sup>-1</sup> ]	$1,0 \cdot 10^{-02}$	←	$1,6 \cdot 10^{-04}$	$8,1 \cdot 10^{-05}$	$1,8 \cdot 10^{-03}$	←
$m_{BIO2}$ [d <sup>-1</sup> ]	$1,0 \cdot 10^{-02}$	←	$4,8 \cdot 10^{-02}$	$5,9 \cdot 10^{-03}$	$1,0 \cdot 10^{-02}$	←
$E_{BIO1}$	0,6	←	0,52	0,35	n.v.	n.v.
$E_{BIO2}$	0,6	←	0,58	0,21	n.v.	n.v.
$E_{AOM1}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0,13	←
$E_{AOM2}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0,69 <sup>*)</sup>	←
$E_{SMB}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0,6	←
$E_{OS1}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0,4	←
$E_{OS2}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0,5	←

n.v.: Parameter in Modellversion nicht vorhanden; ←: Parameter wurde gegenüber jeweils links stehender Spalte nicht verändert.

<sup>\*)</sup>: Parameter wurde gemessen bzw. aus Literaturdaten geschätzt; <sup>\*\*)</sup>: Parameter errechnet sich aus Messung und anderen Parametern.

Tabelle 6: Statistische Kennwerte der Simulationen mit dem Modell DAISY.

Kennwert	Größe	Variante	Bezeichnung der Simulation (vgl. Text und Tab. 5)					
			Sim 1	Sim 2	Sim 3	Sim 4	Sim 5	Sim 6
EF	$N_{\min}$	– Stroh	0,78	0,87	0,52	0,94	0,16	0,83
		+ Stroh	0,94	0,93	0,58	0,95	0,99	0,61
		Beide	0,90	0,93	0,69	0,96	0,71	0,81
	$C_{\text{mik}}$	– Stroh	-86,78	-85,78	-0,30	-10,97	-4,85	-1,72
		+ Stroh	-4,21	-4,55	-1,67	0,81	0,88	0,95
		Beide	-6,55	-6,60	0,02	0,14	0,57	0,80
	$N_{\text{mik}}$	– Stroh	-11,95	-4,64	0,35	0,89	0,85	0,47
		+ Stroh	-7,04	-1,12	-6,05	-0,22	-0,89	-1,58
		Beide	-4,42	-1,03	-0,85	0,68	0,51	0,24
	$\text{CO}_2$	– Stroh	0,20	0,15	0,96	0,47	-0,58	0,22
		+ Stroh	0,76	0,76	0,92	1,00	0,71	0,81
		Beide	0,78	0,77	0,95	0,95	0,67	0,81
RMSE	$N_{\min}$	– Stroh	9,3	7,3	13,6	4,7	18,2	8,2
		+ Stroh	6,9	7,2	17,6	5,9	2,5	16,9
		Beide	8,6	7,3	15,3	5,2	14,9	12,2
	$C_{\text{mik}}$	– Stroh	50,3	1,7	76,1	14,8	7,2	5,2
		+ Stroh	22,4	23,1	16,0	4,3	3,4	2,3
		Beide	36,4	36,5	13,1	12,3	8,7	5,9
	$N_{\text{mik}}$	– Stroh	54,2	59,8	66,9	14,4	7,3	6,1
		+ Stroh	31,0	15,9	29,1	12,1	15,0	17,6
		Beide	41,6	25,5	24,3	10,1	12,5	15,6
	$\text{CO}_2$	– Stroh	66,0	67,9	14,1	53,5	92,5	64,9
		+ Stroh	31,4	32,1	18,5	3,5	34,8	28,2
		Beide	40,9	41,9	20,1	20,0	49,9	38,0
CRM	$N_{\min}$	– Stroh	0,09	0,00	-0,08	-0,01	0,17	0,06
		+ Stroh	0,04	-0,03	-0,15	-0,03	0,00	-0,13
		Beide	0,07	-0,01	-0,11	-0,02	0,10	-0,02
	$C_{\text{mik}}$	– Stroh	0,41	0,40	0,04	0,15	0,10	0,07
		+ Stroh	-0,04	-0,04	-0,13	0,03	0,03	0,01
		Beide	0,16	0,16	-0,05	0,08	0,06	0,04
	$N_{\text{mik}}$	– Stroh	0,53	0,29	-0,09	0,03	-0,02	-0,07
		+ Stroh	0,29	0,04	-0,23	-0,07	-0,10	-0,13
		Beide	0,39	0,15	-0,16	-0,02	-0,07	-0,10
	$\text{CO}_2$	– Stroh	0,55	0,56	0,08	0,43	0,77	0,57
		+ Stroh	0,29	0,30	0,17	0,02	0,32	0,25
		Beide	0,36	0,37	0,15	0,12	0,44	0,33



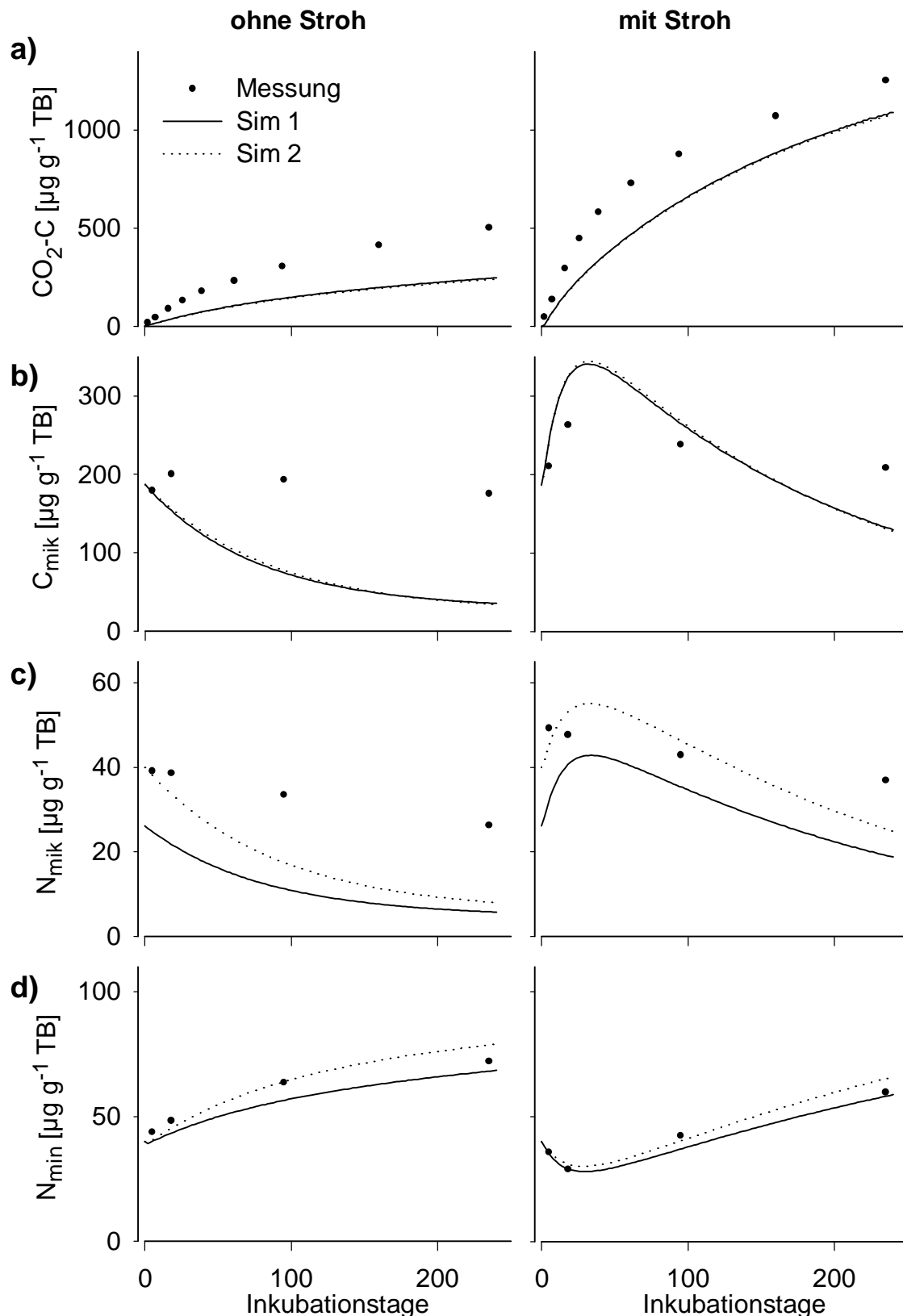


Abbildung 18: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell DAISY. a)  $\text{CO}_2$ -Freisetzung; b) mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ); c) mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ); d) mineralischer Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ); Sim 1: Originalparametersatz nach HANSEN et al. (1991, 1993); Sim 2:  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$  und  $C_{\text{org}}:N_{\text{total}}$ -Verhältnis entsprechend gemessener Werte (vgl. Tab. 5).

Die größten Abweichungen zwischen simulierten und gemessenen Werten traten bei den Meßgrößen  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  auf. Die simulierten  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte waren am Ende der Inkubation deutlich niedriger als die gemessenen. Nach Strohzugabe war der Anstieg der simulierten  $N_{\text{mik}}$ - und  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte deutlich größer als der gemessene Anstieg (Abb. 18). Ohne Strohzugabe nahmen die simulierten  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte deutlich schneller ab als die gemessenen. Für die Beobachtung, daß die simulierten Gehalte an  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  deutlich schneller abnahmen als die gemessenen Gehalte, kommen folgende Erklärungen in Betracht:

1. Die Abbaukonstanten für die organische Bodensubstanz ( $k_{\text{OS1}}$  und  $k_{\text{OS2}}$ ) sind zu niedrig gewählt. Bei einem zu geringen angenommenen Abbau der organischen Bodensubstanz wird der Mikroflora nicht ausreichend Substrat zur Verfügung gestellt, um den Erhaltungsbedarf zu decken. Dieser Mangel an Substrat führt zu einem übermäßigen Absterben der Mikroflora.
2. Die Substratnutzungskoeffizienten ( $E_{\text{BIO1}}$  und  $E_{\text{BIO2}}$ ) wurden zu niedrig gewählt. Höhere Substratnutzungskoeffizienten wären gleichbedeutend mit einer verbesserten Ausnutzung des Substrates durch die Mikroorganismen. Dementsprechend könnte den Mikroorganismen bei einer verbesserten Ausnutzung des Substrates eine geringere Substratmenge ausreichen, um den Erhaltungsbedarf zu decken.
3. Die Erhaltungskoeffizienten der Mikroflora ( $m_{\text{BIO1}}$  und  $m_{\text{BIO2}}$ ) wurden zu hoch angesetzt. Kleinere Erhaltungskoeffizienten würden bedeuten, daß eine geringere Menge an abgebauter organischer Bodensubstanz ausreicht, um die Menge an mikrobieller Biomasse zu erhalten.
4. Die Sterberatenkoeffizienten der Mikroflora wurden überschätzt ( $d_{\text{BIO1}}$  und  $d_{\text{BIO2}}$ ). Mit niedrigeren Sterberatenkoeffizienten würde die Mikroflora langsamer absterben und somit für eine längere Zeitspanne konstant bleiben.
5. Die Partitionierungskoeffizienten  $f_{\text{OS1}}$ ,  $f_{\text{BIO1} \rightarrow \text{OS2}}$  und/oder  $f_{\text{BIO2} \rightarrow \text{OS2}}$  sind zu hoch angesetzt. Die Partitionierungskoeffizienten  $f_{\text{BIO1} \rightarrow \text{OS2}}$  und  $f_{\text{BIO2} \rightarrow \text{OS2}}$  geben an, welcher Anteil der abgestorbenen Mikroorganismen dem Kompartiment OS2 zugeschlagen wird. Der verbleibende Anteil dient den Mikroorganismen direkt als Substrat. Der

Partitionierungskoeffizient  $f_{OS1}$  gibt den Anteil an, der von dem Kompartiment OS2 zu OS1 umgesetzt wird. Der verbleibende Teil ( $1-f_{OS1}$ ) dient dem Biomassekompartiment BIO1 als Substrat (vgl. Abb. 2). Eine Verringerung dieser Partitionierungskoeffizienten hätte ein größeres Substratangebot für die Mikroorganismen und damit eine höhere Deckung des Erhaltungsbedarfs zur Folge. Dies würde ein Absterben der mikrobiellen Biomasse verlangsamen.

Selbstverständlich kann die tatsächliche Ursache für die zu rasch sinkenden Gehalte an mikrobieller Biomasse in einer Kombination mehrerer dieser Erklärungen begründet sein. Der andere beobachtete Effekt war der durch die Simulation überschätzte Anstieg von  $C_{mik}$  und  $N_{mik}$  nach Zugabe von Stroh. Die Differenzen zwischen simulierten und gemessenen Werten lassen sich ebenfalls auf mehrere Ursachen zurückführen:

1. Die Abbaukonstanten für das Stroh ( $k_{RES1}$  und  $k_{RES2}$ ) wurden zu hoch gewählt. Durch einen langsameren Strohabbau würde den Mikroorganismen Substrat aus dem Stroh in geringeren Raten zur Verfügung stehen. Daraus würde ein geringeres Ansteigen von  $C_{mik}$  und  $N_{mik}$  resultieren.
2. Weiterhin können hier alle unter Punkt 2. bis 5. weiter oben genannten Ursachen für die zu rasche Abnahme von  $C_{mik}$  und  $N_{mik}$  aufgeführt werden, jedoch mit entgegengesetztem Vorzeichen (Bsp.: Punkt 2 oben:  $E_{BIO1}$  und  $E_{BIO2}$  zu niedrig; hier:  $E_{BIO1}$  und  $E_{BIO2}$  zu groß).

Wird von Punkt 1. abgesehen, so stehen die möglichen Erklärungen für die vom Modell überschätzten  $C_{mik}$ - und  $N_{mik}$ -Gehalte nach Strohzugabe im Widerspruch zu den weiter oben genannten Erklärungen für die zu rasche Abnahme von  $C_{mik}$  und  $N_{mik}$  im gleichen Versuchsansatz. Wenn das Modell in der vorliegenden Form Gültigkeit für die Bedingungen des Laborversuchs hätte, müßte ein Parametersatz zu finden sein, mit dem die C- und N-Dynamik der Varianten mit und ohne Strohzugabe simuliert werden kann.

Im folgenden soll versucht werden, einen Parametersatz zu finden, mit dem die C- und N-Dynamik im Laborversuch mit und ohne Strohzugabe simuliert werden kann. Dabei wurde das dem Modell DAISY zugrundeliegende Konzept berücksichtigt.

Entsprechend dem Konzept von DAISY müßte es möglich sein, mit einem Parametersatz die C- und N-Dynamik des Bodens ohne Strohzugabe zu simulieren und anschließend den Einfluß der Strohzugabe nur durch eine Anpassung der hierfür relevanten Parameter ( $CN_{RES1}$ ,  $k_{RES1}$ ,  $k_{RES2}$ ,  $f_{RES1}$  und  $f_{BIO1}$ ) zu simulieren. Für diese Parameteranpassung wurde zunächst das C:N-Verhältnis des Kompartimentes BIO1 neu festgelegt. Während der Inkubation nahm das gemessene  $C_{mik}:N_{mik}$ -Verhältnis zu (vgl. Kap. 3.1). Das Kompartiment BIO1 weist einen geringeren Umsatz als das Kompartiment BIO2 auf und ist somit nach längerer Inkubation das dominierende Biomassekompartiment. Daher sollte das C:N-Verhältnis des Kompartimentes BIO1 größer sein als das des Kompartimentes BIO2. Mit  $CN_{BIO1} = 4,9$  und  $f_{BIO1\_Start} = 0,6$  waren diese Bedingungen am besten erfüllt. Danach wurden die weiteren Parameter, sofern sie nicht die Strohzugabe betreffen, an die Meßwerte des Versuchsansatzes ohne Stroh angepaßt. In einem weiteren Schritt wurden dann entsprechend der weiter oben gestellten Forderungen die Parameter für den Strohabbau angepaßt. Die zuvor an den Ansatz ohne Stroh angepaßten Parameter wurden dabei nicht verändert. Da sich herausstellte, daß sich ein verändertes C:N-Verhältnis des Kompartimentes RES1 ( $CN_{RES1}$ ) nur geringfügig auf das Simulationsergebnis auswirkt, wurde der Wert von 100 für  $CN_{RES1}$  beibehalten. Das Ergebnis der Parameteranpassung ist Tabelle 5 (Sim 3) zu entnehmen. In Abbildung 19 (Sim 3) ist das Ergebnis dieser Simulation dargestellt. Es zeigte sich, daß mit der hier gewählten Methode kein Parametersatz gefunden werden konnte, mit dem die C- und N-Dynamik bei Inkubation von Boden mit und ohne Strohzugabe simuliert werden kann.

In einem weiteren Schritt soll eine komplette Parameteranpassung an die Variante mit Strohzugabe erfolgen. Diese Anpassung soll zeigen, ob es möglich ist, mit dem Modell DAISY die C- und N-Dynamik des Bodens mit Strohzugabe zu simulieren. Weiterhin erlaubt ein Vergleich der so angepaßten Parameter mit denen aus der vorangegangenen Anpassung (Sim 3) Rückschlüsse auf die Bedeutung einzelner Parameter. Für eine komplette Parameteranpassung an den Ansatz mit Stroh blieben die Parameter für die Initialisierung der Strohzugabe ( $CN_{RES1}$  und  $f_{RES1}$ ) und der mikrobiellen Biomasse ( $CN_{BIO1}$  und  $f_{BIO1\_Start}$ ) unberücksichtigt. Dies erschien sinnvoll, da in der vorangegangenen Simulation für diese Parameter bereits plausible Werte gefunden

wurden. Die Anpassung der Parameter an den Boden mit Strohzugabe lieferte ein sehr gutes Simulationsergebnis (Abb. 19; Sim 4). Die anfänglich beobachtete N-Immobilisation nach Strohzugabe wurde jedoch im Gegensatz zum Originalparametersatz (Abb. 18; Sim 1) geringfügig unterschätzt. Wurde mit dem so angepaßten Parametersatz die C- und N-Dynamik der Stroh-Null-Variante simuliert, so wich das Simulationsergebnis jedoch deutlich von den gemessenen Größen ab (Abb. 19; Sim 4).

Der Versuch einer Anpassung an die Variante mit Strohzugabe bestätigt die weiter oben gemachte Aussage, daß für das Modell DAISY offenbar kein Parametersatz gefunden werden kann, mit dem die C- und N-Dynamik der Varianten mit und ohne Strohzugabe hinreichend genau simuliert werden kann. Eine nähere Betrachtung der angepaßten Parameter soll im folgenden herangezogen werden, um die Simulationsergebnisse näher zu interpretieren.

Auffällig ist, daß die Abbaukoeffizienten ( $k_x$ ) bei einer vollständigen Anpassung größere Werte annahmen, als von HANSEN et al. (1991, 1993) vorgeschlagen wurde (Tab. 5; Sim 3 und Sim 4). Dies könnte ein Hinweis darauf sein, daß die Abbaukoeffizienten allgemein oder speziell für den hier untersuchten Boden im Originalmodell zu niedrig angesetzt wurden. Für die erste Kalibrierung des Modells von HANSEN et al. (1993) lagen keine Messungen der mikrobiellen Biomasse vor. Durch die hier vorgestellten Simulationsrechnungen (Sim 1 und Sim 2) konnte gezeigt werden, daß der tatsächliche Gehalt an mikrobieller Biomasse im Boden höher ist als von HANSEN et al. (1993) für die Modellkalibrierung angenommen. Dieser höhere Gehalt an mikrobieller Biomasse erfordert eine höhere Substratverfügbarkeit und bewirkt auf der anderen Seite zusätzlich eine Rückfuhr von abgestorbenen Mikroorganismen an die Kompartimente OS1 und OS2. Durch diesen Zusammenhang kann es zu einer Differenz zwischen tatsächlichem und scheinbarem Abbau der organischen Substanz kommen. Als scheinbarer Abbau der organischen Bodensubstanz (OBS) soll hier die gemessene Verringerung der OBS bezeichnet werden, die bei fehlender Zugabe von Pflanzenresiduen eintritt. Der tatsächliche Abbau (in diesem Fall der mit dem Modell DAISY simulierte Abbau) kann deutlich größer sein, da ein Teil der mikrobiell abgebauten OBS dieser durch absterbende Mikroorganismen wieder zugeführt wird. Eine

Ermittlung des tatsächlichen Abbaus der OBS ist allerdings ohne eine explizite Messung der mikrobiellen Todesrate nur schwer möglich. Da die Anwendung verschiedener Methoden zur Messung der mikrobiellen Todesrate zu sehr unterschiedlichen Ergebnissen führt (JÖRGENSEN 1995, MARTENS 1995), erschien es unangemessen, anhand der Ergebnisse des Laborinkubationsexperimentes den tatsächlichen Abbau der OBS abzuschätzen.

Sowohl für die Parameteranpassung an die Variante mit (Sim 3) als auch an diejenige ohne Strohzugabe (Sim 4) konnten höhere Sterberatenkoeffizienten ( $d_x$ ) und niedrigere Erhaltungskoeffizienten ( $m_x$ ) ermittelt werden als von HANSEN et al. (1991, 1993) vorgeschlagen (Tab. 5). Dies muß allerdings in Verbindung mit den gleichzeitig ermittelten Abbaukoeffizienten für die OBS betrachtet werden (s.o.). Wenngleich die in Tabelle 5 angegebene Parameterkombination für die Simulation Sim 3 bzw. Sim 4 die beste Anpassung an die gemessenen Daten ergab, bestand eine hohe Korrelation zwischen den Parametern  $d_x$ ,  $m_x$  und  $k_{OSx}$  (Tab. 7). Aufgrund der hohen Korrelationen zwischen diesen Parametern kann ein einzelner Parameter nicht eindeutig bestimmt werden, sofern nicht bekannt ist, welchen Wert die anderen oder zumindest einige der übrigen Parameter tatsächlich einnehmen. Dennoch geben diese Ergebnisse einen Hinweis darauf, daß die Sterberatenkoeffizienten im Modell DAISY bislang unterschätzt und die Erhaltungskoeffizienten überschätzt wurden.

Tabelle 7: Korrelationsmatrix für die Abbau-, Sterberaten- und Erhaltungskoeffizienten des Modells DAISY bei kompletter Parameteranpassung an die Variante ohne Strohzugabe (Sim 3).

	$d_{BIO1}$	$d_{BIO2}$	$k_{OS1}$	$k_{OS2}$	$m_{BIO1}$	$m_{BIO2}$
$d_{BIO1}$	1					
$d_{BIO2}$	0,986	1				
$k_{OS1}$	0,992	0,967	1			
$k_{OS2}$	0,872	0,909	0,840	1		
$m_{BIO1}$	-0,990	-0,999	-0,973	-0,904	1	
$m_{BIO2}$	-0,984	-0,997	-0,965	-0,913	0,996	1

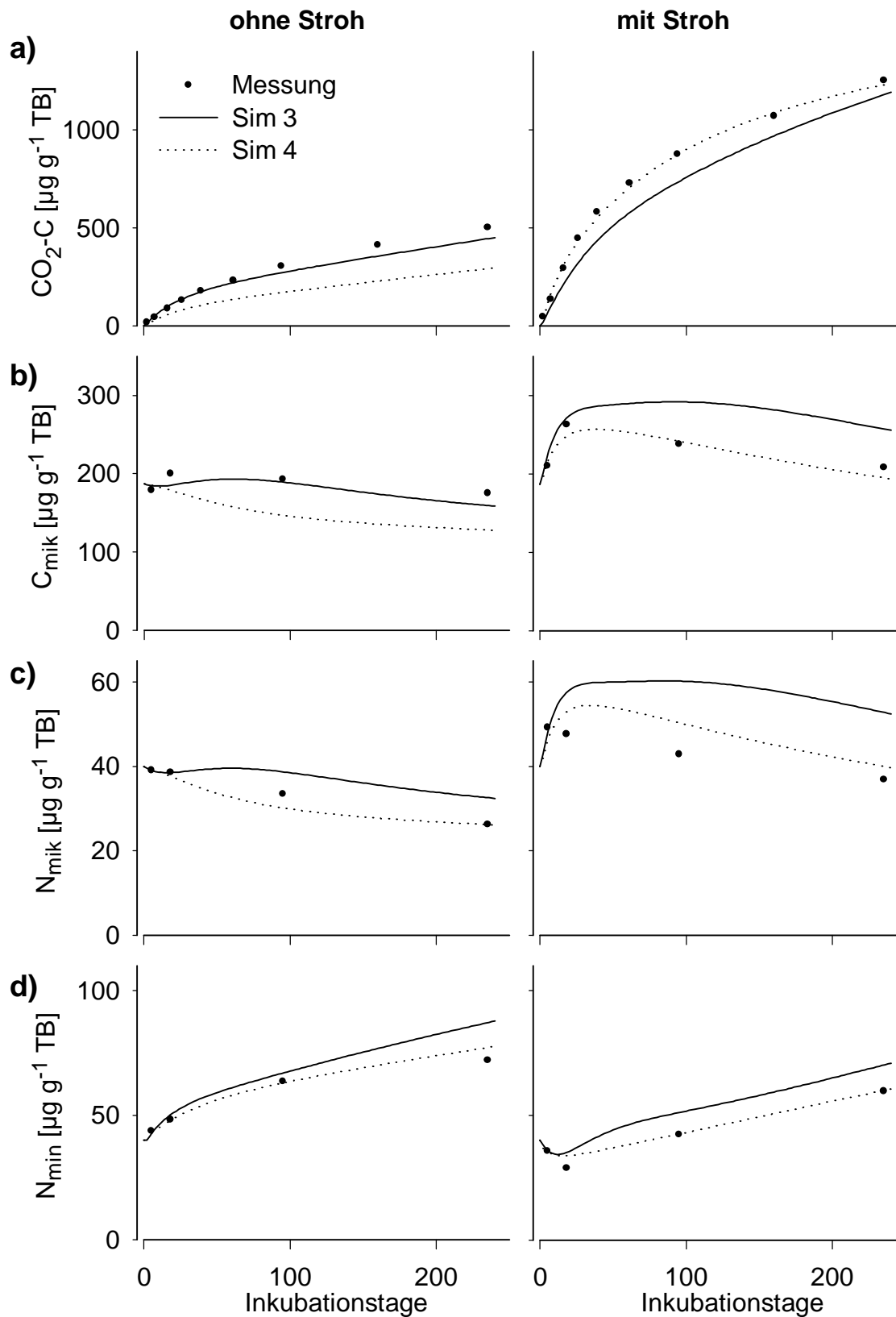


Abbildung 19: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell DAISY nach Parameteranpassung. a)  $\text{CO}_2$ -Freisetzung; b) mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ); c) mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ); d) mineralischer Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ); Sim 3: Parameter an Variante ohne Strohzugabe angepaßt; Sim 4: Parameter an Variante mit Strohzugabe angepaßt (vgl. Tab. 5).

Die Ergebnisse verdeutlichen, daß das Modell DAISY in der vorliegenden Form nur bedingt geeignet ist, die Prozesse des C- und N-Umsatzes zu simulieren. Zu einer ähnlichen Einschätzung kamen auch MUELLER et al. (1997) für die Simulation der C- und N-Dynamik nach Einarbeitung von Rapsstroh im Feld. Die Autoren konnten unter anderem durch eine Veränderung der Substratnutzungskoeffizienten ( $E_X$ ) eine deutlich verbesserte Anpassung der simulierten Daten an gemessene Werte erhalten. So wurde angenommen, daß die Substratnutzungskoeffizienten ( $E_X$ ) abhängig vom Substrat und nicht spezifisch für die einzelnen Biomassekompartimente sind. Eine Differenzierung der Substratnutzungskoeffizienten nach dem Substrat ist berechtigt, da die von HANSEN et al. (1991, 1993) verwendeten Substratnutzungskoeffizienten in Anlehnung an für Glukose gemessene Substratnutzungskoeffizienten gewählt wurden (CHAPMAN & GRAY 1986). Da sowohl Stroh als auch die organische Substanz des Bodens mikrobiell schwerer abbaubar sind, erscheint eine derartige Veränderung des Modells gerechtfertigt. Die Forderung, die Substratnutzungskoeffizienten zu verändern, wird auch durch die vollständigen Parameteranpassungen in Sim 3 und Sim 4 unterstützt. Bei der vollständigen Parameteranpassung an die Stroh-Null-Variante (Sim 3) verringerten sich die Substratnutzungskoeffizienten ( $E_{BIOX}$ ) nur geringfügig (Tab. 5). Wurden die Parameter an die Variante mit Strohzugabe (Sim 4) angepaßt, so ergaben sich deutlich niedrigere Substratnutzungskoeffizienten. Diese Beobachtung kann als Hinweis auf einen geringeren Substratnutzungskoeffizienten des Strohs interpretiert werden.

Weiterhin wurde von MUELLER et al. (1997) der Partitionierungskoeffizient  $f_{RES1}$  dahingehend geändert, daß der wasserlösliche Anteil der Residuen dem Kompartiment RES2 zugeschlagen wird. Damit wird im Vergleich zu HANSEN et al. (1993) ein deutlich geringerer Anteil der Residuen als leicht verfügbar angenommen. Da der wasserlösliche Anteil des Strohs sowie auch darin enthaltener Kohlenstoff und Stickstoff einfach meßbar sind, können die Parameter  $f_{RES1}$  und  $CN_{RES2}$  durch separate Messungen bestimmt werden. Somit sinkt die Anzahl der Parameter, die durch Anpassung ermittelt werden müssen. STOCKFISCH (1997) ermittelte die Parameter für den Strohabbau ( $f_{RES1}$ ,  $k_{RES1}$  und  $k_{RES2}$ ) anhand der  $^{14}\text{CO}_2$ -Freisetzung aus  $^{14}\text{C}$ -markiertem Stroh in einem Laborinkubationsexperiment. Da im Modell DAISY ein Teil der abgebauten Residuen



in die OBS überführt werden, können die Abbauparameter für das Modell DAISY nicht aus der  $\text{CO}_2$ -Freisetzung bestimmt werden (vgl. Abb. 2).

Für eine Überprüfung des von MUELLER et al. (1997) veränderten Modells wurden die Gleichungen 2-9 und 2-10 entsprechend modifiziert. Statt der Substratnutzungs-koeffizienten  $E_{\text{BIO1}}$  und  $E_{\text{BIO2}}$  wurden  $E_{\text{RES1}}$ ,  $E_{\text{RES2}}$ ,  $E_{\text{OS1}}$ ,  $E_{\text{OS2}}$  und  $E_{\text{BIO}}$  eingeführt und mit dem jeweiligen Term multipliziert. In Anlehnung an REINERTSEN et al. (1984) wurde angenommen, daß 89 % des Strohs nicht wasserlöslich (RES1) sind und das C:N-Verhältnis dieses Kompartimentes ( $CN_{\text{RES1}}$ ) 170 beträgt (vgl. Tab. 5). Für die Simulation der Daten aus dem Laborversuch wurde zunächst der Parametersatz von MUELLER et al. (1997) verwendet (Schlag: Højbakkegård). Die Simulationsergebnisse sind in Abbildung 20 (Sim 5) dargestellt. Es zeigte sich, daß die von MUELLER et al. (1997) vorgeschlagenen Veränderungen am Modell sehr gut geeignet sind, die Dynamik von  $N_{\text{min}}$ ,  $N_{\text{mik}}$  und  $C_{\text{mik}}$  während des Laborversuchs zu beschreiben. Die  $\text{CO}_2$ -Produktion wurde jedoch vom Modell deutlich unterschätzt.

Durch Anpassung der Abbaukoeffizienten für die OBS ( $k_{\text{OSx}}$ ), der Sterberatenkoeffizienten ( $d_x$ ) und der Erhaltungskoeffizienten ( $m_x$ ) wurde versucht, eine bessere Anpassung des Modells an die gemessene  $\text{CO}_2$ -Produktion zu erreichen. Allerdings verbesserte diese Anpassung der Parameter das Simulationsergebnis nur wenig (Abb. 20; Sim 6). Verändert wurden für diese Anpassung letztendlich nur die Parameter  $d_{\text{BIO1}}$ ,  $k_{\text{OS1}}$  und  $k_{\text{OS2}}$  (Tab. 5; Sim 6), da eine Veränderung der weiteren Parameter auch eine Verschlechterung des Simulationsergebnisses für die Meßgrößen  $N_{\text{min}}$ ,  $N_{\text{mik}}$  und  $C_{\text{mik}}$  bedeutet hätte.

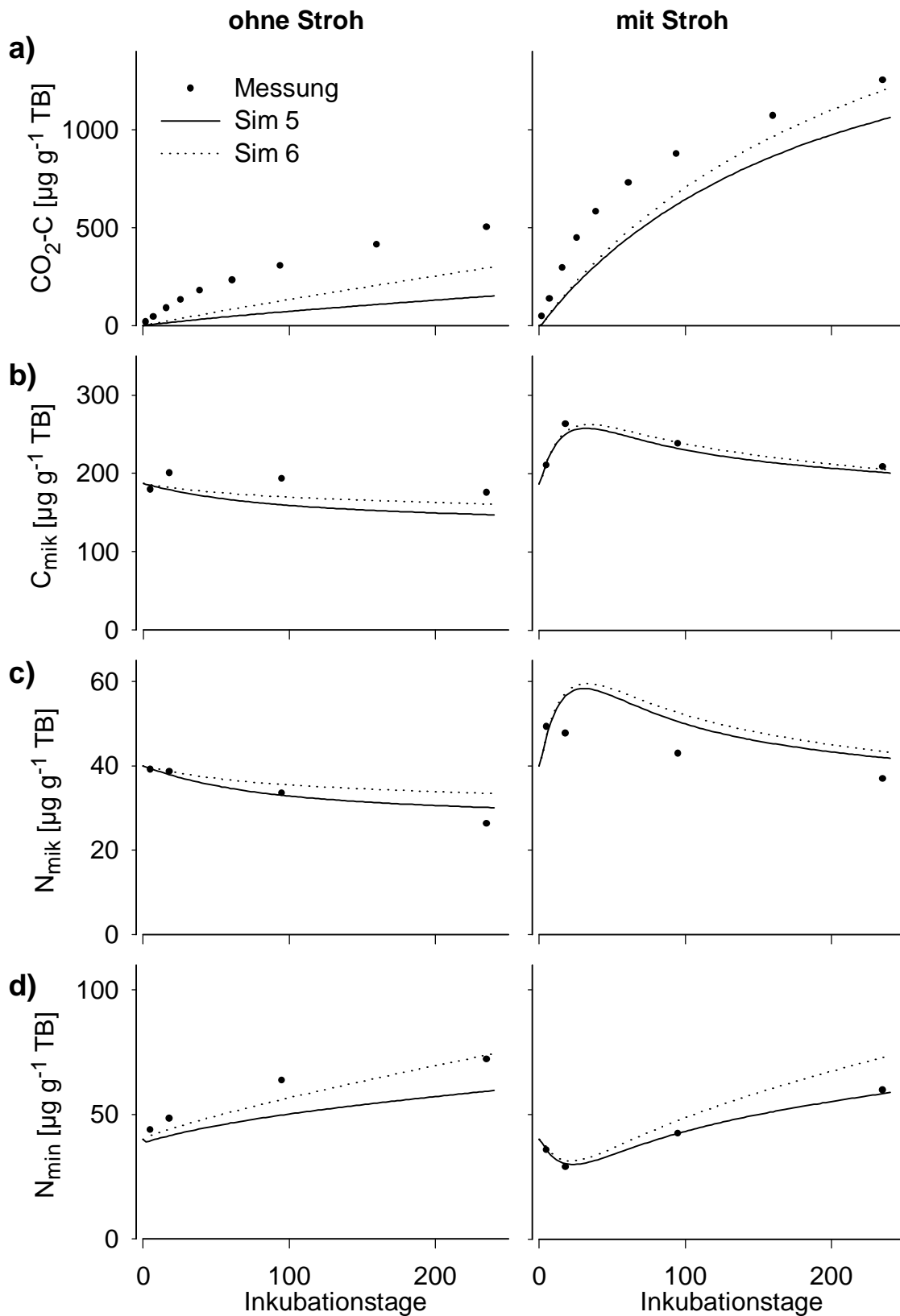


Abbildung 20: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem nach MUELLER et al. (1997) veränderten Modell DAISY. a)  $\text{CO}_2$ -Freisetzung; b) mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ); c) mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ); d) mineralischer Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ); Sim 5: Originalparameter; Sim 6: Anpassung (vgl. Tab. 5).

## 4.2 NiCa

Die Kalibrierung des Modells NiCa erfolgte bislang ausschließlich an Messungen von  $C_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{min}}$  und  $\text{CO}_2$  aus Kurzzeitinkubationen (bis 15 Tage) von Bodenproben nach Zugabe unterschiedlicher Mengen an Glukose und Stickstoff (BLAGODATSKY et al. 1998). Für das in der vorliegenden Arbeit durchgeführte Laborexperiment konnte mit dem von BLAGODATSKY et al. (1998) angepaßten Parametersatz (Tab. 8) keine zufriedenstellende Übereinstimmung zwischen simulierten und gemessenen Werten erzielt werden (Abb. 21). So nahmen die simulierten  $N_{\text{mik}}$ - und  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte innerhalb der ersten 4 Inkubationstage um 50 % ab. Nach 235 Inkubationstagen war die mikrobielle Biomasse fast vollständig abgestorben. Aufgrund dieser geringen simulierten  $N_{\text{mik}}$ - und  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte sanken die Mineralisationsraten ( $\text{CO}_2$ -Freisetzung und  $N_{\text{min}}$ -Zunahme) während des Inkubationsverlaufs deutlich ab. Tatsächlich waren die  $N_{\text{mik}}$ - und  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte jedoch deutlich höher, als sie vom Modell simuliert wurden. Diese Diskrepanz zwischen simulierten und gemessenen Werten erscheint dadurch erklärbar, daß BLAGODATSKY et al. (1998) ihre Inkubationsexperimente bei einer Temperatur von 21 °C durchgeführt haben, während in der vorliegenden Arbeit bei einer Temperatur von 12 °C inkubiert wurde. Allerdings ist ein derartiger Zusammenbruch der mikrobiellen Biomasse bei 21 °C eher unwahrscheinlich (JOERGENSEN et al. 1990).

Erste Parameteranpassungen ergaben zunächst eine Effizienz des mikrobiellen Abbaus ( $Y_r$ ) zwischen 0,96 und 1 (ursprünglich: 0,565). Das könnte bedeuten, daß beim Abbau von organischer Substanz ( $C_{\text{OS}}$ ) zu löslichem Kohlenstoff ( $C_s$ ) (Gl. 2-20) bzw. beim Abbau abgestorbener Mikroorganismen (Gl. 2-18) der Atmungsverlust weniger als 4 % beträgt. Derartig geringe C-Verluste beim mikrobiellen Abbau von Substrat erscheinen eher unwahrscheinlich. Möglich ist jedoch auch, daß der Umsatz abgestorbener Mikroorganismen durch den Term  $C_{\text{mik}} \cdot r \cdot a_{\text{max}}$  (Gl. 2-18) überschätzt wird. Dadurch würde sich auch die schnelle Abnahme der mikrobiellen Biomasse im Modell erklären. Da während der ersten Parameteranpassungen für  $Y_r$  nur Werte gefunden wurden, die geringfügig unter 1 lagen, wurde für die folgenden Anpassungen  $Y_r = 1$  gesetzt. Dadurch konnte das Modell entschieden vereinfacht werden (vgl. Abb. 3).

Tabelle 8: Verwendete Parameter für das Modell NiCa.

Parameter	Einheit	Blagodatsky et al. (1998)	ohne Stroh	mit Stroh
$a_{max}$	$d^{-1}$	1,309	0,7	0,86
$k_a$	mg C	12,425	2,8	2,8
$k_h$	mg C $g^{-1}$ Boden	13,75	8,1	8,1
$k_n$	mg N $g^{-1}$ Boden	0,647	0	0
$k_{rC}$	mg C $g^{-1}$ Boden	1,034	12,8	1,6
$k_{rN}$	mg N $g^{-1}$ Boden	0,008	0	0
$k_s$	mg C $g^{-1}$ Boden	0,264	0,1066	0,0173
$\mu_{max}$	$d^{-1}$	4,873	1,06	1,06
$n_{max}$	$d^{-1}$	90,218	1,5	506
$q_{max}$	$d^{-1}$	2,311	2,79	2,79
$Y_r$	-	0,565	1	1
$Y_s$	-	0,848	0,25	0,43

Tabelle 9: Statistische Kennwerte der Simulationen mit dem Modell NiCa.

Meßgröße	Variante	EF	CRM	RMSE
CO <sub>2</sub>	- Stroh	1,00	0,02	3,59
	+ Stroh	0,98	0,02	10,17
	Gesamt	0,98	0,02	10,72
C <sub>mik</sub>	- Stroh	0,63	-0,01	9,33
	+ Stroh	0,79	0,00	4,50
	Gesamt	0,91	0,00	4,08
N <sub>mik</sub>	- Stroh	0,83	0,04	10,94
	+ Stroh	-0,44	-0,08	13,12
	Gesamt	0,61	-0,03	11,13
N <sub>min</sub>	- Stroh	0,91	-0,02	5,88
	+ Stroh	0,97	-0,02	4,48
	Gesamt	0,96	-0,02	5,49

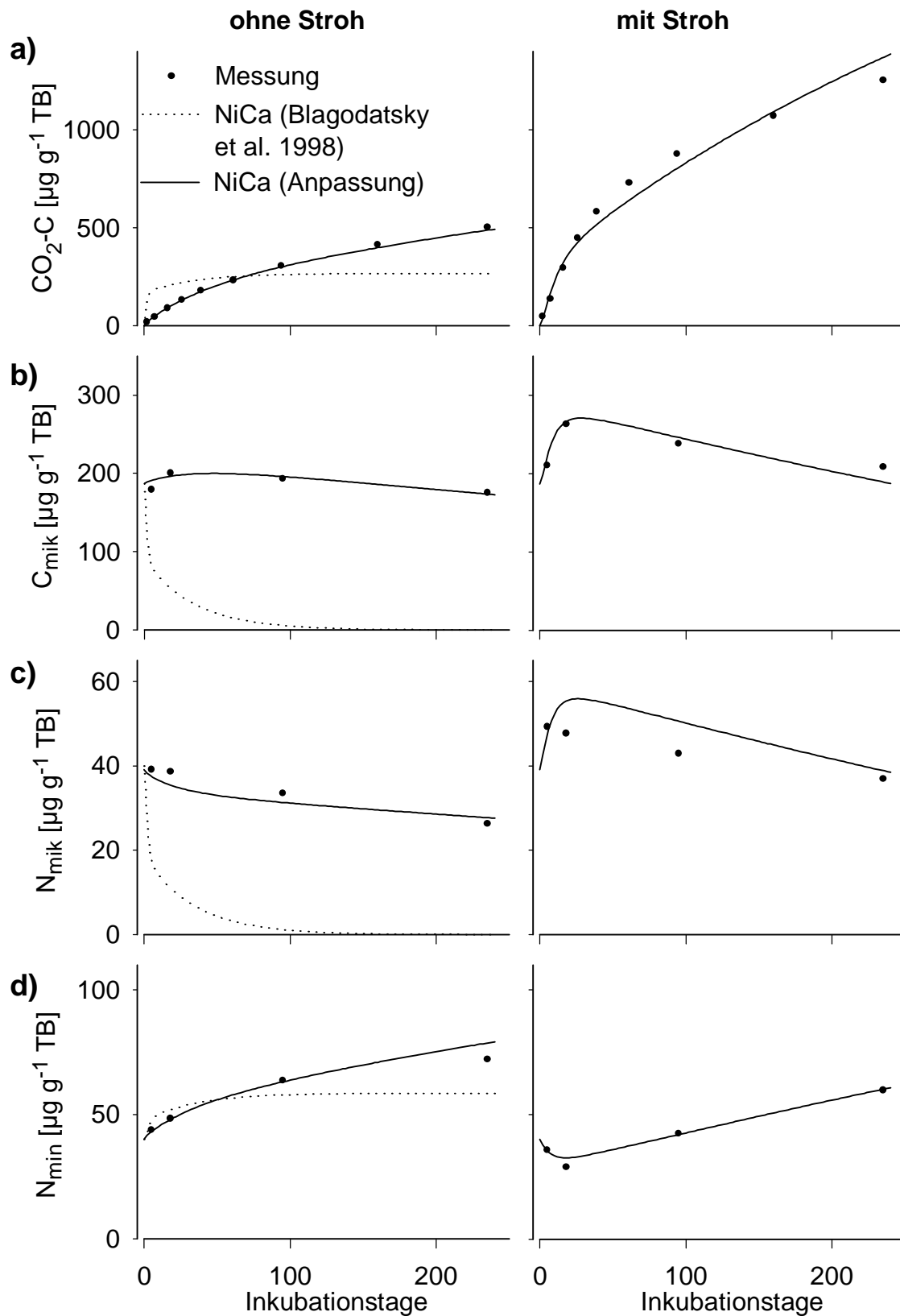


Abbildung 21: Simulation der C- und N-Dynamik im Laborversuch mit dem Modell NiCa. a)  $\text{CO}_2$ -Freisetzung; b) mikrobiell gebundener Kohlenstoff ( $C_{\text{mik}}$ ); c) mikrobiell gebundener Stickstoff ( $N_{\text{mik}}$ ); d) mineralischer Stickstoff ( $N_{\text{min}}$ ).

Die Parameter  $k_n$  und  $k_{rN}$  konnten anhand des vorliegenden Datenmaterials nicht angepaßt werden. Zum einen lagen dafür zu wenige Messungen vor und zum anderen hätten für eine Anpassung der Parameter  $k_n$  und  $k_{rN}$  N-limitierende Bedingungen im Boden vorliegen müssen.

Nach Anpassung der verbleibenden neun Parameter konnte zunächst eine sehr gute Übereinstimmung zwischen gemessenen und simulierten Werten der Stroh-Null-Variante erreicht werden (Abb. 21, Tab. 9). Weil in dem Modell NiCa nur ein Kompartiment für organische Substanz vorgesehen ist, mußte das zugegebene Stroh der organischen Substanz ( $C_{OS}$ ) zugerechnet werden. Da bislang keine Parameter für den Strohabbau vorliegen, wurde versucht, die Strohzugabe durch Anpassung möglichst weniger Parameter zu erreichen. Ausgehend vom Parametersatz der Stroh-Null-Variante war die Anpassung der fünf Parameter  $a_{max}$ ,  $k_{rC}$ ,  $k_s$ ,  $n_{max}$  und  $Y_s$  ausreichend, um eine sehr gute Übereinstimmung zwischen simulierten und gemessenen Werten zu erreichen (Abb. 21, Tab. 9 und 8).

Offenbar beschreibt die im Modell NiCa gewählte Kinetik für den Abbau der organischen Substanz und für das Verhalten der mikrobiellen Biomasse Umsetzungsprozesse im Boden besser als die Kinetik erster Ordnung im Modell DAISY. So konnte das Modell NiCa mit einer deutlich geringeren Anzahl von Parametern als für das Modell DAISY an die Meßergebnisse des Laborversuchs angepaßt werden. Die Strohzugabe konnte mit dem Modell NiCa durch Anpassung von nur fünf Parametern sehr gut simuliert werden, während beim Modell DAISY hierfür die Anpassung von 5 Parametern nicht ausreichend war.

Für die Simulation der C- und N-Dynamik nach Strohzugabe wäre es konsequent gewesen, nur die Parameter für die Abbaubarkeit der organischen Bodensubstanz ( $k_h$  und  $q_{max}$ ) sowie für die N-Immobilisation ( $n_{max}$  und  $k_n$ ) erneut anzupassen. Eine Anpassung dieser Parameter verbesserte die Übereinstimmung zwischen simulierten und gemessenen Werten jedoch nur unwesentlich gegenüber dem Parametersatz für die Stroh-Null-Variante (Simulationsergebnis nicht dargestellt). Statt dessen konnten ein größerer Wert für die maximale mikrobielle Todesrate ( $a_{max}$ ) sowie geringere Werte für die Begrenzungskonstante der C-abhängigen mikrobiellen Aktivität ( $k_{rC}$ ) und die

Michaelis-Menten-Konstante für mikrobielles Wachstum ( $k_s$ ) nach Zugabe von Stroh gefunden werden (Tab. 8). Die bei Strohzugabe erforderliche Anpassung der Parameter  $a_{max}$ ,  $k_{rC}$  und  $k_s$  steht im Widerspruch zu der Grundidee des Modells NiCa. Danach wird angenommen, daß sich die Aktivität der mikrobiellen Biomasse eindeutig beschreiben läßt und daß sich dem Boden zugeführtes Substrat auf die Menge an löslichem Kohlenstoff ( $C_s$ ) und die Abbaubarkeit der organischen Substanz (ausgedrückt durch  $q_{max}$  und  $k_h$ ) auswirkt. Daraus sollte sich die spezifische mikrobielle Aktivität  $r$  derart berechnen lassen, daß die Simulation von Substratzugabe möglich ist (BLAGODATSKY & RICHTER 1998). Für die Beschreibung des Abbaus eines einfachen Substrates wie Glukose war dieses Vorgehen auch erfolgreich (BLAGODATSKY et al. 1998). Die Ursache dafür, daß die C- und N-Dynamik nach Strohzugabe nur unzureichend simuliert werden konnte, mag in der Definition der spezifischen mikrobiellen Aktivität  $r$  begründet sein. So wird  $r$  in erster Linie von der spezifischen mikrobiellen Wachstumsrate  $\mu(C_s)$  beeinflusst, aber nicht von der tatsächlichen Substratverfügbarkeit. Eine differenziertere Modellierung der Abbaubarkeit der organischen Substanz und eine Berechnung von  $r$  aus der mikrobiellen Verfügbarkeit von organischer Substanz im Modell NiCa könnte hier möglicherweise eine Verbesserung der Modelltransparenz bewirken.

## 5 Diskussion

### 5.1 Zeitliche Dynamik von Biomasse-C und -N

Während der Feldversuche wichen die  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte maximal  $\pm 30\%$  vom Jahresdurchschnittswert aller Messungen des jeweiligen Schlages ab. Dabei wurden höhere Gehalte zur Hauptwachstumsperiode des Getreides und niedrigere Gehalte zu Beginn der Vegetationsperiode und zur Abreife des Getreides beobachtet (vgl. Kap. 3.2.5 und 3.2.6). Mit der CFE-Methode wurden bereits häufiger vergleichbare Änderungen des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes im Jahresverlauf ermittelt (z. B.: WIDMER 1993, VON LÜTZOW 1993, LINDLOFF et al. 1994, PLATTE 1996). MÜLLER (1992) hingegen konnte mit einer leicht veränderten Methode einen nahezu stetigen Anstieg des  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes von der Aussaat des Winterweizens im November bis zum Oktober des darauffolgenden Jahres beobachten. Eine Erklärung für diesen Anstieg konnte allerdings nicht gefunden werden.

Mit anderen Methoden, wie beispielsweise der Substrat-Induzierten-Respirations-Methode (ANDERSON & DOMSCH 1978) oder der Fumigations-Inkubations-Methode (JENKINSON & POWLSON 1976), konnten bei vergleichbaren Untersuchungen zu einzelnen Meßterminen größere Abweichungen vom Mittel aller Messungen gemessen werden (z. B. MCGILL et al. 1986, KAISER & HEINEMEYER 1993, PATRA et al. 1995). So wurden mit der SIR-Methode deutliche Zunahmen der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte ( $> 50\%$ ) nach Einarbeitung von Ernteresiduen gemessen (KAISER & HEINEMEYER 1993). Allerdings kann es mit der SIR-Methode bei Anwesenheit großer Mengen leicht abbaubarer organischer Substanz zu einer Überschätzung des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes kommen (KAISER & HEINEMEYER 1993). Auch von der CFI-Methode ist bekannt, daß sie die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte überschätzt, wenn frische Wurzeln vorhanden sind (SPARLING et al. 1985).

Die typischen Veränderungen des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes im Jahresverlauf - mit einem Maximum zur Zeit des Schossens und einer Abnahme mit Beginn des Ährenschiebens - entsprechen dem zeitlichen Verlauf des durch die Pflanzenwurzeln in den Boden ein-



getragenen Kohlenstoffs. So steigt die C-Translokation mit Beginn des Schossens an und nimmt dann zu Beginn des Ährenschiebens wieder ab (JENSEN 1994). In der Zeitspanne zwischen Schossen und Ährenschieben können Getreidepflanzen bis zu  $1500 \text{ kg C ha}^{-1}$  über die Wurzeln in den Boden abgeben (MARTIN & MERCKX 1992). Unter der Annahme, daß 30 % dieses Kohlenstoffs für den Aufbau von mikrobieller Biomasse verwendet wird (JOERGENSEN et al. 1991), wäre eine Zunahme der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte um  $500 \text{ kg C}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  bzw.  $100 \mu\text{g C}_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden erklärbar. Bei einem konstanten  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis von 6 würde das einer Zunahme des  $N_{\text{mik}}$  von  $83 \text{ kg N}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  innerhalb dieser Zeit entsprechen. Somit sind Zunahmen von  $80 \text{ kg N}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$ , wie sie von NIEDER et al. (1996) in der gleichen Zeitspanne gemessen wurden, durchaus realistisch.

Bei dieser Berechnung des Biomasse-Zuwachses aufgrund des C-Angebots von Pflanzenwurzeln ist der Erhaltungsbedarf der mikrobiellen Biomasse nicht explizit berücksichtigt. Die Tatsache, daß im Laborversuch (vgl. Kap. 3.1) bei 235-tägiger Inkubation ohne Strohzugabe die Biomasse nahezu konstant blieb, zeigt, daß der Erhaltungsbedarf der Mikroorganismen aus dem Abbau der organischen Bodensubstanz gedeckt werden kann. Wenn jedoch durch zusätzliche Substratzugabe die mikrobielle Biomasse wächst, so steigt auch deren Erhaltungsbedarf. Somit scheint eine Zunahme des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes von  $500 \text{ kg C}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  nur plausibel, wenn der C-Eintrag durch die Pflanzen in den Boden gleichzeitig die mikrobielle Verfügbarkeit der organischen Bodensubstanz erhöhen würde ("priming effect"). In der vorliegenden Arbeit war die Zunahme an mikrobieller Biomasse zwischen Schossen und Ährenschieben häufig geringer als  $300 \text{ kg C}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$ . Zunahmen von über  $80 \text{ kg N}_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  konnten dennoch in einigen Fällen in der Zeitspanne zwischen März und Juni beobachtet werden. Diese Zunahmen der  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte lassen sich nur erklären, wenn das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis nicht konstant ist. Ob sich das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis im Verlauf einer Vegetationsperiode ändert, ist allerdings umstritten. Während einige Autoren das  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis als nahezu konstant ansehen (OCIO et al. 1991, JOERGENSEN et al. 1994), fanden andere Autoren dennoch signifikante Unterschiede im  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis (JACKSON et al. 1989, CAMPBELL et al. 1992, 1995). Aufgrund der Variabilität im Feld und der Reproduzierbarkeit der Methoden zur Bestimmung von

$C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  lassen sich häufig geringe Unterschiede im  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnis ( $< \pm 1$ ) statistisch nicht absichern. Eine Verringerung des  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnisses von 6 auf 5 entspricht bei einer konstanten Menge von  $1000 \text{ kg } C_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  bereits einer Zunahme des mikrobiell gebundenen Stickstoffs um  $33 \text{ kg } N_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$ . So ließe sich bereits ein Teil der gestiegenen  $N_{\text{mik}}$ -Menge von  $80 \text{ kg } N_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  durch geringfügige Veränderungen des  $C_{\text{mik}}:N_{\text{mik}}$ -Verhältnisses erklären.

Aufgrund der großen Variabilität im Feld lassen sich Veränderungen im  $C_{\text{mik}}$ - oder  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt zwischen 2 Meßterminen selten statistisch absichern. So konnten auch in der vorliegenden Arbeit lediglich deutliche Tendenzen der im Zeitverlauf auftretenden Änderungen der mikrobiellen Biomassegehalte aufgezeigt werden. Für die Beschreibung einer jahreszeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse wäre aufgrund der Inhomogenität im Feld eine erheblich größere Anzahl von Stichproben erforderlich. Nach MÜLLER (1992) wären 57 Parallelen notwendig, um eine Veränderung des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes um 5 % statistisch abzusichern. Da eine so große Anzahl von Wiederholungen im Feld kaum zu realisieren ist, soll hier die Biomassedynamik im Jahresverlauf aus verschiedenen Arbeiten, die im Raum Südniedersachsen und Nordhessen durchgeführt wurden, gemeinsam ausgewertet werden (MÜLLER 1992, v. LÜTZOW 1993, WIDMER 1993).

Für die gemeinsame Auswertung wurden nur Untersuchungen herangezogen, bei denen die mikrobielle Biomasse mit der CFE-Methode gemessen wurde.  $N_{\text{mik}}$  wurde dabei mit einem Kjeldahl-Aufschluß oder mit der Persulfat-Methode bestimmt. Außerdem sollten für jeden untersuchten Schlag Biomassegehalte von mindestens 7 Probenahmen während eines Jahres vorliegen. Um die Ergebnisse der einzelnen Untersuchungen vergleichbar zu machen, wurde der Biomassegehalt jeder Messung relativ zum mittleren Biomassegehalt des jeweiligen Schlages während des Untersuchungszeitraumes dargestellt (Abb. 22).

Es wurde ein Polynom 2. Ordnung für den relativen  $C_{\text{mik}}$ - bzw.  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt in Abhängigkeit vom Tag des Jahres (Tag 1 bis 365) berechnet. Die Regression war hoch signifikant ( $p < 0,001$ ), ergab jedoch sowohl für  $C_{\text{mik}}$  als auch für  $N_{\text{mik}}$  nur ein Bestimmtheitsmaß  $r^2$  von 0,044. Der quadratische Term der Regressionsfunktion wich

sowohl für  $C_{\text{mik}}$  als auch für  $N_{\text{mik}}$  signifikant von Null ab. Die Messungen liegen nicht gleichmäßig über das Jahr verteilt vor, sondern wurden hauptsächlich zwischen März und Juli durchgeführt. Daher wird die Regressionsfunktion durch vergleichsweise wenige Messungen in den übrigen Monaten übermäßig stark beeinflusst.

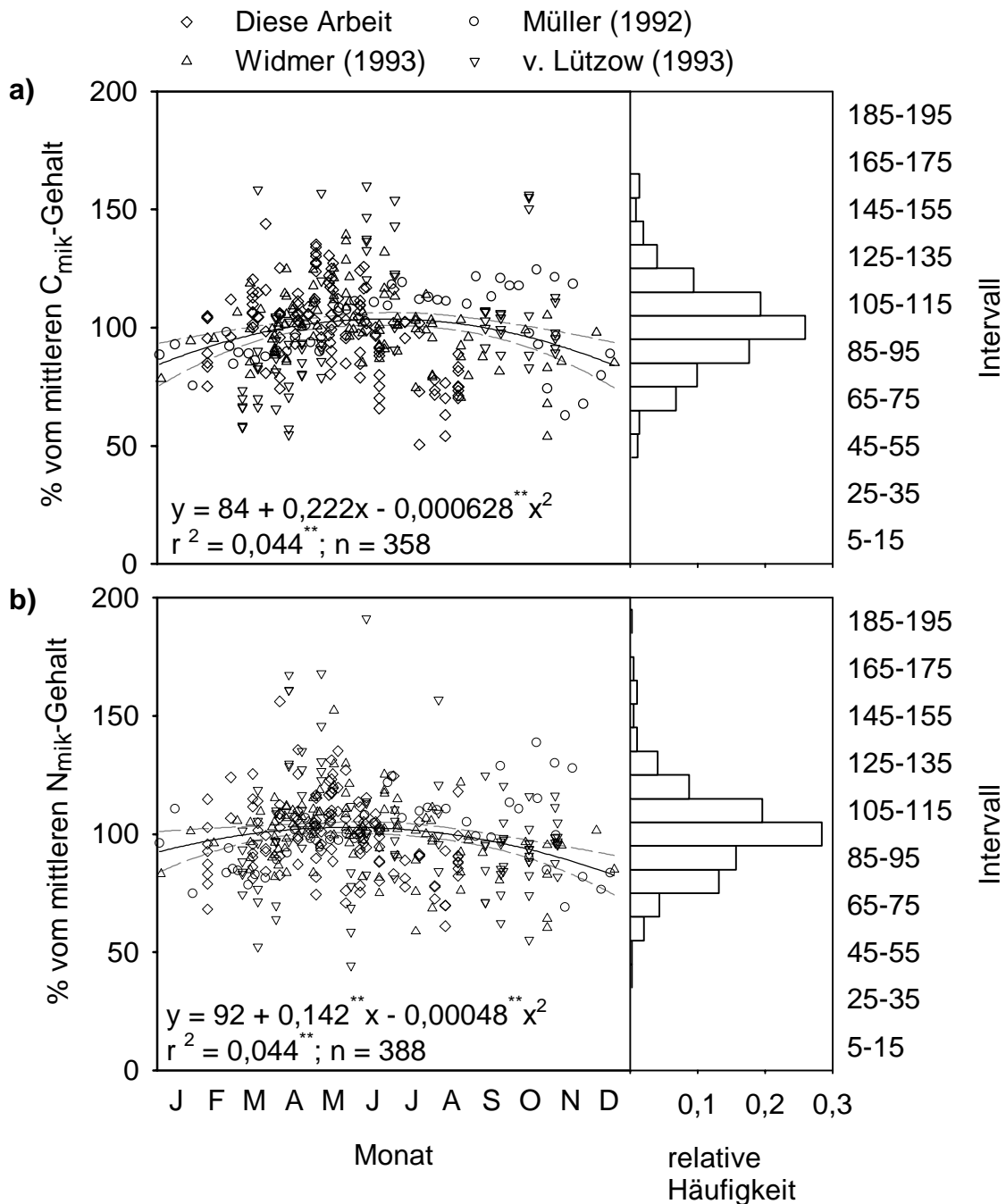


Abbildung 22: Relativer Gehalt an mikrobieller Biomasse ( $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$ ) im Verlauf eines Jahres, zusammengefaßt aus 4 Arbeiten. Durchgezogene Linien stellen die Regressionskurve dar, gestrichelte Linien das 95 % Konfidenzintervall der Regression. Waagerechte Balken zeigen die relativen Häufigkeiten des Auftretens einzelner Meßwerte.  
a) Biomasse-C ( $C_{\text{mik}}$ ); b) Biomasse-N ( $N_{\text{mik}}$ )

Aus der Regressionsfunktion für die jahreszeitliche Dynamik des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes ergibt sich ein kontinuierlicher Anstieg des mittleren  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes von 84 % zu Jahresbeginn auf 104 % Mitte Juni. Danach fällt der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt wieder stetig ab. Bei einem mittleren  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt von  $240 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden, wie er auf dem Schlag NK 278 gemessen wurde, entspricht der Anstieg einer Zunahme von  $46 \mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden bzw.  $207 \text{ kg } C_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$  in der ersten Jahreshälfte. Maximale  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte ergeben sich aus der Regressionsfunktion für Mitte Mai. Vom Jahresanfang bis Mitte Mai läßt sich somit ein Anstieg des mittleren  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes von 92 % auf 102 % berechnen. Bei einem mittleren  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt von  $45 \mu\text{g } N_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden entspricht das einem Anstieg von  $5 \mu\text{g } N_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden bzw.  $22,5 \text{ kg } N_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1}$ .

Die Stallmistdüngung, welche im Herbst vor der Untersuchung auf dem Schlag NK 273 ausgebracht wurde, ist mit  $5000 \text{ kg C ha}^{-1}$  anzurechnen. Trotz dieser hohen Zufuhr an organischem Kohlenstoff wirkte sich die Stallmistgabe nicht auf den  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt aus (vgl. Kap. 3.2.5 und 3.2.6). Demgegenüber war im Laborversuch der  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt 235 Tage nach einmaliger Zugabe von  $2,5 \text{ mg Stroh g}^{-1}$  Boden ( $\approx 5000 \text{ kg C ha}^{-1}$ ) um 20 % erhöht. Da nicht anzunehmen ist, daß der Stallmist während der Wintermonate vollständig abgebaut wurde, wäre eigentlich ein erhöhter Gehalt an mikrobieller Biomasse aufgrund der Stallmistdüngung zu erwarten gewesen. POWLSON et al. (1987) beobachteten in einem Experiment, in dem über 18 Jahre das Getreidestroh auf dem Feld verblieb, eine Zunahme des  $C_{\text{org}}$  um 5 bis 10 % und eine Zunahme des  $C_{\text{mik}}$ -Gehaltes um 55 bis 79 % gegenüber einer Variante, bei der das Stroh verbrannt wurde. Die Autoren folgerten daraus, daß durch Messung der mikrobiellen Biomasse frühzeitig Veränderungen des  $C_{\text{org}}$ -Gehaltes prognostiziert werden könnten. Für den Fall, daß  $C_{\text{org}}$  durch Zufuhr von organischer Substanz aufgebaut wird, mag dies zwar zutreffend sein. In der vorliegenden Arbeit wurde aber der Einfluß des einmaligen Verzichts der Zugabe von organischer Substanz auf den Biomassegehalt untersucht. Möglicherweise bewirkte die regelmäßige Stallmistdüngung auf diesem Standort eine Zunahme an leicht verfügbarer organischer Substanz, die nach dem Ausbleiben der Stallmistdüngung ausreichend war, einer Verringerung des Biomassegehaltes entgegenzuwirken.

Sowohl während des Feldversuchs 1995 auf dem Schlag NK 278 als auch während des Feldversuchs 1994 auf dem Schlag NK 292 konnte kein Einfluß der Düngermenge auf den  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt beobachtet werden (vgl. Kap. 3.2.5 und 3.2.6). Nach SPARLING et al. (1983) wäre ein erhöhter Biomassegehalt in den gedüngten Parzellen zu erwarten gewesen. Dabei wäre der Biomasseanstieg nicht als direkter Einfluß der Düngung auf die mikrobielle Biomasse zu verstehen. Vielmehr wäre der Anstieg an mikrobieller Biomasse auf ein vermehrtes Wachstum der Pflanzen durch die N-Düngung und damit auf einen höheren C-Eintrag durch die Pflanzen zurückzuführen (COOTE & RAMSEY 1983). COLLINS et al. (1992) hingegen konnten sowohl einen positiven als auch einen negativen Einfluß der N-Düngung auf die mikrobielle Biomasse beobachten. Anderen Autoren gelang es nicht, einen Einfluß der N-Düngung auf die mikrobielle Biomasse nachzuweisen (FRANZLUEBBERS et al. 1994, CAMPBELL et al. 1995). Auf den Schlägen NK 278 und NK 292 hatte sich die unterschiedliche N-Düngermenge offenbar noch nicht so stark auf die Produktion oberirdischer Biomasse ausgewirkt, um die mikrobielle Biomasse im Boden zu beeinflussen.

Im Versuchsjahr 1994 bewirkte die Düngung mit Ammoniumsulfat oder Harnstoff zum Teil eine deutliche Zunahme des  $N_{\text{mik}}$  gegenüber einer Düngung mit Nitrat (vgl. Kap. 3.2.6). Im Laborversuch und während des Feldversuchs 1995 konnte dieser Effekt jedoch nicht reproduziert werden. Eine Zunahme des  $N_{\text{mik}}$ -Gehaltes nach Düngung von  $\text{NH}_4\text{-N}$  wurde bereits von anderen Autoren dokumentiert (JACKSON et al. 1989, SCHIMEL et al. 1989). JACKSON et al. (1989) führten gestiegene  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte als Reaktion auf eine  $\text{NH}_4^+\text{-N}$ -Düngung auf eine größere Konkurrenzkraft der Mikroorganismen gegenüber Pflanzen bezüglich der  $\text{NH}_4^+$ -Aufnahme zurück. Da Harnstoff im Boden durch Urease zu Ammonium oxidiert wird, ist ein ähnlicher Einfluß von Harnstoff und Ammoniumsulfat auf die mikrobielle Biomasse vorstellbar. Ein uneinheitlicher Effekt der  $\text{NH}_4^+$ -Düngung auf den  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt, wie er in der vorliegenden Arbeit beobachtet wurde, erscheint nachvollziehbar. Zum einen kann eine  $\text{NH}_4^+$ -Düngung nur dann die mikrobielle Biomasse beeinflussen, wenn die Mikroorganismen einen N-Bedarf aufweisen. Zum anderen kann die  $\text{NH}_4^+$ -Wirkung auf die Mikroorganismen nach JACKSON et al. (1989) nur in Gegenwart von Pflanzen auftreten. Weiterhin kann auch die  $\text{NH}_4^+$ -Konzentration im Boden von Bedeutung sein. Sowohl im

Feldversuch als auch im Laborversuch konnten stets nur geringe Mengen  $\text{NH}_4^+\text{-N}$  nachgewiesen werden. So wurde  $\text{NH}_4^+$  offenbar zügig durch Nitrifikation oder Ammoniumfixierung der Bodenlösung entzogen (BECK 1979, ADDISCOTT 1983, NIEDER et al. 1995, TREHAN 1996). Obwohl in der vorliegenden Arbeit die Düngerform den  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalt nicht eindeutig beeinflusste, kann eine verstärkte mikrobielle N-Immobilisation von Ammonium- oder Harnstoffdünger nicht vollends ausgeschlossen werden. Darüber hinaus bleibt außerdem offen, ob eine mikrobielle N-Immobilisation von Ammonium- oder Harnstoffdünger überhaupt einen Einfluß auf den N-Versorgungszustand der Pflanzen haben kann. So unterschieden sich die Kornerträge in Abhängigkeit von den einzelnen Düngerformen im Versuchsjahr 1994 nicht voneinander. Im Versuchsjahr 1995 konnten höhere Kornerträge in der mit Ammoniumsulfat gedüngten Variante ermittelt werden (Kap. 3.2.1).

## 5.2 Umsatz von Biomasse-C und -N

Die Zu- und Abnahme der  $\text{C}_{\text{mik}}$ - und  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte im Zeitverlauf stellen nur eine Einflußmöglichkeit der mikrobiellen Biomasse auf die N-Mineralisation und Immobilisation dar (Kap. 5.1). So konnte im Laborinkubationsexperiment (vgl. Kap. 3.1) gezeigt werden, daß die N-Immobilisation nach Strohzugabe nicht zwangsweise mit einer Erhöhung des  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehaltes verbunden ist. Ebenso konnte eine N-Mineralisation ohne Abnahme des  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehaltes beobachtet werden. Es scheint also, daß Auf- und Abbauprozesse der organischen Bodensubstanz von größerer Bedeutung für die mikrobielle N-Mineralisation und Immobilisation sind als die Änderung der  $\text{C}_{\text{mik}}$ - und  $\text{N}_{\text{mik}}$ -Gehalte im Zeitverlauf. Dieser Sachverhalt legt nahe, daß für die Modellierung von N-Mineralisations- und Immobilisationsprozessen die Berücksichtigung des kurzfristigen mikrobiellen Auf- und Abbaus der organischen Substanz ebenso wichtig ist wie die Modellierung der zeitlichen Dynamik von  $\text{N}_{\text{mik}}$ . Die Beschreibung des mikrobiellen Auf- und Abbaus der organischen Substanz erfolgt sinnvollerweise anhand des mikrobiellen Stoffumsatzes. Als mikrobieller Stoffumsatz soll hier die Menge C oder

N sein, die innerhalb der verschiedenen Kompartimente der organischen Substanz (Ernteresiduen, Humus und mikrobielle Biomasse) umgewandelt wird.

Für die Beschreibung des mikrobiellen Stoffumsatzes sind folgende Größen von Bedeutung: die mikrobielle Todesrate  $D$  [ $a^{-1}$ ], die Wachstumsrate  $G$  [ $a^{-1}$ ], die Umsatzrate  $R$  [ $a^{-1}$ ] und die Umsatzzeit  $T$  [ $a$ ]. Die mikrobielle Todesrate  $D$  gibt den Anteil der mikrobiellen Biomasse an, der pro Zeiteinheit abstirbt. Analog entspricht die Wachstumsrate  $G$  dem Anteil der mikrobiellen Biomasse, der pro Zeiteinheit aufgebaut wird. Für den Fall, daß die Wachstumsrate  $G = 0$  ist, läßt sich  $D$  nach Gleichung 5-1 berechnen.

$$D = \frac{dC_{mik}}{dt \cdot C_{mik}} \quad (5-1)$$

Für den Fall, daß ausschließlich mikrobielles Wachstum auftritt ( $D = 0$ ) läßt sich die Wachstumsrate  $G$  nach Gleichung 5-2 berechnen.

$$G = \frac{dC_{mik}}{dt \cdot C_{mik}} \quad (5-2)$$

Die Umsatzzeit  $T$  ist der reziproke Wert der Umsatzrate  $R$  (Gl. 5-3). Die Umsatzzeit  $T$  oder mittlere Verweildauer ist die durchschnittliche Zeitspanne, die Kohlenstoff bzw. Stickstoff in der mikrobiellen Biomasse, d.h. dem lebenden Kompartiment des Bodens, gebunden ist. Im Zustand des Fließgleichgewichts ist in allen Ökosystemen die C-Inputrate (organische Verbindungen, zugeführt durch die Primärproduktion) identisch mit der C-Outputrate (Abbau organischer Verbindungen durch Mineralisation zu  $CO_2$ ). Auch die Bildungs- und Abbauraten von Humus entsprechen sich unter diesen Bedingungen. Im Zustand des Gleichgewichtes gilt ebenfalls für die mikrobielle Biomasse: Sterberate  $D =$  Wachstumsrate  $G =$  Umsatzrate  $R$  (JÖRGENSEN 1995).

$$T = \frac{1}{R} \quad (5-3)$$

Bei der Interpretation von Werten für die Umsatzrate  $R$  bzw. der Umsatzzeit  $T$  muß berücksichtigt werden, daß es sich hier nicht zwangsweise um den gesamten mikrobiellen Stoffumsatz handelt. Aufgrund der Definition von Sterbe- und Wachstumsrate

(Gl. 5-1 und 5-2), wird nur mikrobielles Wachstum und das Absterben von mikrobieller Biomasse für die Berechnung des Stoffumsatzes berücksichtigt. Dadurch wird beispielsweise der Kohlenstoff, welcher zur Deckung des Energiebedarfs der mikrobiellen Biomasse veratmet wird, vollkommen vernachlässigt.

Im folgenden werden zunächst einige Methoden zur Abschätzung der mikrobiellen Umsatzrate  $R$  bzw. Umsatzzeit  $T$  diskutiert. Danach soll eine neue Methode zur Kalkulation der mikrobiellen Umsatzrate anhand von Simulationsergebnissen aus Kapitel 4 vorgeschlagen und mit den Ergebnissen der vorher diskutierten Methoden zur Berechnung der mikrobiellen Umsatzrate bzw. Umsatzzeit verglichen werden.

#### *Kalkulation der Umsatzzeit aus der zeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse*

MCGILL et al. (1986) schlugen vor, die Umsatzrate aus den Abnahmen der mikrobiellen Biomasse und dem mittleren Biomassegehalt während der Untersuchungsperiode zu berechnen (Gl. 5-4).

$$R = \frac{\sum \text{Biomasse Abnahme } [\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden}]}{\text{ØBiomasse Gehalt } [\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden}]} \quad (\text{McGill et al. 1986}) \quad (5-4)$$

Mit der von MCGILL et al. (1986) vorgeschlagenen Formel bezieht sich die Umsatzrate nur auf die Zeitspanne, in der auch Messungen durchgeführt wurden. Soll die Umsatzrate für ein Jahr berechnet werden, so ist die Zeitspanne, innerhalb der die Messungen vorgenommen wurden ( $t_U$ ), mit zu berücksichtigen. Daher wurde die Umsatzzeit  $T$  nach Gleichung 5-5 berechnet.

$$T = \frac{\text{ØBiomasse Gehalt } [\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden}] \cdot t_U [a]}{\sum \text{Biomasse Abnahme } [\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden}]} \quad (5-5)$$

Werden die Umsatzzeiten  $T$  aus den Messungen der Feldversuche 1994 und 1995 kalkuliert, so ergeben sich für die verschiedenen Varianten und Schläge Umsatzzeiten für  $C_{\text{mik}}$  von 0,56 bis 0,89 Jahren mit einem Mittelwert von 0,66 Jahren. Für  $N_{\text{mik}}$  ergeben sich Umsatzzeiten von 0,53 bis 1,67 Jahren und ein Mittelwert von 0,86 Jahren.



Diese Umsatzzeiten liegen in der gleichen Größenordnung, wie sie auch von MCGILL et al. (1986) oder PLATTE (1996) mit dieser Methode berechnet wurden. Durch Auswertung der  $^{14}\text{C}$ -Gehalte in Böden aus Dauerversuchen ermittelten JENKINSON & RAYNER (1977) eine Umsatzzeit für  $C_{\text{mik}}$  von 1,69 Jahren. Umsatzzeiten von 1,5 Jahren ermittelten PATRA et al. (1990) und JENKINSON & PARRY (1989) unter Berücksichtigung des Biomasserecycling. Als Biomasserecycling soll hier die Menge an mikrobieller Biomasse verstanden werden, die nach dem Absterben wieder als mikrobielles Substrat verwendet wird.

Anschaulicher als die Umsatzzeit ist der Stoff-Flux durch die mikrobielle Biomasse. Der Stoff-Flux gibt an, welche Menge eines Elementes pro Zeiteinheit durch die mikrobielle Biomasse fließt bzw. welche Stoffmenge umgesetzt wird. Die Veränderung der mikrobiellen Biomasse im Zeitverlauf soll hier nicht explizit berücksichtigt werden. Der Stoff-Flux ergibt sich aus dem Quotienten vom mittleren Stoffgehalt (hier: C oder N) im Biomassekompartiment und der Umsatzzeit. Auf dem Schlag NK 278 wurde 1994 ein mittlerer  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt von  $240 \mu\text{g g}^{-1}$  Boden gemessen. Unter der Voraussetzung, daß die mikrobielle Biomasse gleichmäßig in den obersten 30 cm der Ackerkrume verteilt ist und eine Bodendichte von  $1,5 \text{ g cm}^{-3}$  vorliegt, sind auf diesem Schlag in der Ackerkrume  $1080 \text{ kg C ha}^{-1}$  mikrobiell gebunden. Bei einer mittleren Umsatzzeit  $T$  von 0,66 Jahren entspricht das einem C-Flux von  $1630 \text{ kg C ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$  durch die mikrobielle Biomasse. Analog läßt sich ein N-Flux von  $230 \text{ kg N ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$  ermitteln ( $N_{\text{mik}} = 44 \mu\text{g N g}^{-1}$  Boden;  $T = 0,86 \text{ a}$ ).

Durch Gegenüberstellung von jährlicher C-Eintragsrate und C-Flux läßt sich ermitteln, welcher Anteil des gesamten C-Inputs in Form von mikrobieller Biomasse umgesetzt wird. Bei einem Getreideertrag von  $100 \text{ dt ha}^{-1}$ , einem Korn:Stroh-Verhältnis von 1 und einem C-Gehalt der Pflanzen von 50 % beträgt der C-Input durch Ernteresiduen rund  $5000 \text{ kg C ha}^{-1}$ . Hinzu kommt der C-Eintrag durch Wurzeln und Wurzelexsudate, welcher mit 30 % der oberirdischen C-Menge zum Zeitpunkt der Ernte geschätzt werden kann (SAUERBECK & JOHNEN 1976, JENSEN 1993, XU & JUMA 1994, SWINNEN et al. 1995). Zusammen ergibt das einen C-Eintrag in den Boden von  $8000 \text{ kg C ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$ . Der C-Flux beträgt also rund ein fünftel des gesamten C-Eintrages.

Eine analoge Gegenüberstellung des N-Fluxes läßt sich nicht durchführen, da weniger Informationen über die Stickstoffmengen vorliegen, die im Boden tatsächlich mikrobiell umgesetzt werden. Es ist jedoch möglich, den N-Flux im Boden mit Hilfe der abgebauten organischen Substanz zu schätzen. Zunächst muß dafür angenommen werden, daß sämtlicher in der mikrobiell umgesetzten Substanz enthaltener Stickstoff auch von den Mikroorganismen aufgenommen wird. Der N-Gehalt der mikrobiell umgesetzten Substanz läßt sich jedoch nur sehr schwierig schätzen. Bekannt ist lediglich das C:N-Verhältnis der organischen Bodensubstanz (9,4) und der Ernteresiduen (~85 bei Getreide). Das C:N-Verhältnis abgestorbener Wurzeln oder Wurzelexsudate läßt sich kaum tatsächlich messen. Aus in situ Experimenten mit Netzbeuteln konnte im westeuropäischen Raum ein Strohabbau von 50 - 70 % während eines Jahres ermittelt werden (HAIDER & AZAM 1983, ANDRÉN & PAUSTIAN 1987, NIEDER & RICHTER 1989, COLLINS et al. 1990, STOCKFISCH 1997). Wird angenommen, daß im Verlauf eines Jahres die Hälfte des zugeführten Stroh (2500 kg C; C:N-Verhältnis = 85) mikrobiell umgesetzt wird, sämtliche Wurzeln und deren Exsudate (3000 kg C; geschätztes C:N-Verhältnis = 60) und weiterhin 2500 kg C<sub>org</sub> (C:N-Verhältnis = 9,4), so ergibt sich ein N-Flux von 316 kg N ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup>. Bei dieser Kalkulation wurde die umgesetzte Strohmenge anhand von Strohverlust aus Versuchen mit Netzbeuteln abgeschätzt. Der tatsächliche Strohabbau kann jedoch größer sein als der mit der Netzbeutelmethode ermittelte, da ein Teil des bereits zur organischen Bodensubstanz umgesetzten Stroh mit dieser Methode nicht als abgebaut erfaßt wird. Das hätte einen geringeren N-Flux als hier berechnet zur Folge. Weiterhin wurde die mikrobielle Aufnahme von mineralischem Stickstoff nicht berücksichtigt, was einen größeren N-Flux bewirken könnte. Die Differenz zwischen dem bilanzierten N-Flux von 316 kg N ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> und dem oben berechneten N-Flux von 230 kg N ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> ist jedenfalls deutlich geringer als die Differenz zwischen dem aus der Umsatzzeit und dem aus der C-Bilanz kalkulierten C-Flux.

Die nach MCGILL et al. (1986) errechneten Umsatzzeiten stellen Maximalwerte dar. Die Begriffe Umsatzzeit oder Umsatzrate für die berechneten Größen sind jedoch in Anbetracht der Tatsache, daß sie nur Extremwerte darstellen, irreführend. So hängt die nach MCGILL et al. (1986) berechnete Umsatzrate nicht nur vom Standort, sondern

auch vom Zeitpunkt und von der Häufigkeit der Beprobung ab. Die Umsatzrate, wie sie in Gleichung 5-4 definiert wurde, stellt jedoch eine Größe für die Beschreibung der zeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse während einer Untersuchungsperiode dar. Aus diesem Grunde wäre der Begriff "Dynamikbeiwert" eine treffendere Beschreibung der nach MCGILL et al. (1986) berechneten Größe als der Begriff "Umsatzrate". Soll der Dynamikbeiwert als Maß für den Vergleich von verschiedenen Untersuchungen eingesetzt werden, so ist eine Berechnung nach Gleichung 5-4 unzureichend, da die Häufigkeit der Beprobung und der Untersuchungszeitraum bei dieser Kalkulation nicht berücksichtigt werden. Daher wird in Gleichung 5-6 eine Möglichkeit vorgeschlagen, den Dynamikbeiwert ( $DB$ ) unter Berücksichtigung des Untersuchungszeitraumes ( $t_U$ ) zu berechnen. Wird für  $t_U$  die Einheit Tage gewählt, so erhält man nach Gleichung 5-6 die durchschnittliche Biomasseabnahme pro Tag. Dieser Wert stellt für Vergleiche zwischen unterschiedlichen Experimenten eine geeignetere Basis dar und ist begrifflich weniger verwirrend.

$$DB = \frac{\sum \text{Biomasse Abnahme} \left[ \mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden} \right]}{\text{Ø Biomasse Gehalt} \left[ \mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{Boden} \right] \cdot t_U \left[ d \right]} \quad (5-6)$$

#### *Kalkulation der Umsatzrate aus der Abnahme an mikrobieller Biomasse*

Nach ANDERSON & DOMSCH (1990b) läßt sich die Umsatzrate  $R$  aus der Abnahme an mikrobieller Biomasse während der Inkubation von Boden im Labor ermitteln. Dabei wird von der Vorstellung ausgegangen, daß sich nach dem Ausbleiben der Zufuhr von frischer organischer Substanz die absolute Sterberate einer mikrobiellen Population nicht verändert. Die Sterberate wäre somit unabhängig von der jeweiligen Größe einer Mikrobenpopulation. Weiterhin wird angenommen, daß kein mikrobielles Wachstum nach der Probenahme mehr auftritt. Demnach ist unter Laborbedingungen die Sterberate gleich der Umsatzrate (vgl. Gl. 5-1). Die Berechnung der Umsatzrate erfolgt dann nach einer Kinetik 0. Ordnung (Gl. 5-7).

$$R = \frac{C_{mik(t_1)} - C_{mik(t_2)}}{C_{mik(t_1)} \cdot (t_2 - t_1)} \quad (5-7)$$

Das Laborinkubationsexperiment der vorliegenden Arbeit (Kap. 2.2.1) erfüllt die Bedingungen zur Berechnung des mikrobiellen Umsatzes nach Gleichung 5-7 nur teilweise, da der Boden vor Versuchsbeginn präinkubiert wurde. Das mag eine Ursache dafür sein, daß die  $C_{\text{mik}}$ -Gehalte während der ersten 18 Inkubationstage anstiegen (vgl. Kap. 3.1). Dennoch war zwischen dem 18. und 235. Inkubationstag eine deutliche Abnahme der  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte zu beobachten. Aus den Biomassegehalten der Variante ohne Strohzugabe (mit Strohzugabe) am 18. und 235. Inkubationstag ergibt sich nach Gleichung 5-7 eine Umsatzrate  $R$  für  $C_{\text{mik}}$  von 0,21 (0,35)  $\text{a}^{-1}$  bzw. eine Umsatzzeit  $T$  von 4,8 (2,8) Jahren. Für  $N_{\text{mik}}$  ergibt sich eine Umsatzrate  $R$  von 0,53 (0,38)  $\text{a}^{-1}$  bzw. eine Umsatzzeit  $T$  von 1,9 (2,6) Jahren. Die so ermittelten Umsatzzeiten liegen deutlich über den weiter oben nach der Methode von MCGILL et al. (1986) berechneten maximalen Umsatzzeiten.

Eine Hauptursache für die überschätzten Umsatzzeiten nach der Berechnung von ANDERSON & DOMSCH (1990b) liegt sicherlich darin begründet, daß mikrobielles Wachstums nicht berücksichtigt wird. Statt dessen wird der mikrobielle Umsatz so berechnet, wie er makroskopisch erscheint. Der Begriff "scheinbarer Umsatz" oder "Netto-Umsatz" würde daher der Tatsache, daß mikrobielle Wachstumsprozesse bei dieser Berechnung nicht berücksichtigt werden, besser gerecht. Fragwürdig bleibt, ob die Berechnung der Umsatzrate nach einer Kinetik 0. Ordnung gerechtfertigt ist, da die mikrobielle Aktivität in der Regel mit zunehmender Inkubationsdauer abnimmt (JÖRGENSEN 1995).

#### *Modellierung des C- und N-Umsatzes der mikrobiellen Biomasse*

Die oben beschriebenen Methoden zur Berechnung des C- und N-Umsatzes der mikrobiellen Biomasse scheinen den tatsächlichen oder Brutto-Umsatz deutlich zu unterschätzen. Als Brutto-Umsatz soll hier die Menge C bzw. N bezeichnet werden, die pro Zeiteinheit durch die mikrobielle Biomasse fließt. Dabei ist zu berücksichtigen, daß mikrobielles Wachstum und das Absterben mikrobieller Biomasse zeitgleich auftreten. Der C-Anteil, der zur Deckung des Energiebedarfs der Mikroorganismen veratmet wird, soll jedoch nicht berücksichtigt werden. Die direkte Kalkulation des

Brutto-Umsatzes aus der zeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse erscheint nicht möglich, da sich die Prozesse Wachstum und Absterben in einem Experiment nicht klar trennen lassen. Somit kann die tatsächliche Wachstums- oder Sterberate nicht ermittelt werden.

In der vorliegenden Arbeit wurde mit zwei unterschiedlichen deterministischen Modellen die zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse und die Umsetzung der organischen Substanz im Boden simuliert (vgl. Kap. 4). Im folgenden soll aus den Simulationsergebnissen die Umsatzrate für C und N berechnet werden.

Durch das Modell läßt sich zu jedem Zeitpunkt der Inkubation die Sterbe- und Wachstumsrate der mikrobiellen Biomasse ermitteln. Während der Inkubation unterschieden sich Sterbe- und Wachstumsrate z. T. deutlich. Dadurch ist es nicht möglich, in solch einem System die Umsatzrate  $R$  entsprechend der Annahme  $R = D = G$  zu berechnen. Für den Fall, daß  $D \neq G$  ist, scheint es plausibel, daß die Größenordnung von  $R$  zwischen den Werten für  $D$  und  $G$  liegt. Es kann angenommen werden, daß sich die Brutto-Umsatzrate ( $R_B$ ) aus dem Mittelwert von Sterberate  $D$  und Wachstumsrate  $G$  abschätzen läßt (Gl. 5-8).

$$R_B = \frac{D + G}{2} \quad (5-8)$$

Für das Modell DAISY läßt sich aus Gleichung 2-9 und 2-10 die Sterberate  $D$  und die Wachstumsrate  $G$  auf der Basis des Kohlenstoffs errechnen. Zur Kalkulation des Stickstoffumsatzes mit dem Modell DAISY müssen noch die C:N-Verhältnisse der einzelnen Kompartimente (Gl. 2-11) berücksichtigt werden. Im Modell NiCa lassen sich  $D$  und  $G$  für den C-Umsatz einfach aus Gleichung 2-18 ableiten. Die Größen des N-Umsatzes können nach Gleichung 2-24 berechnet werden.

Die aus den Modellergebnissen berechneten Brutto-Umsatzraten liegen deutlich über der weiter oben kalkulierten Netto-Umsatzrate (Abb. 23 und 24). Für den Boden ohne Strohzugabe (Abb. 23) ergibt sich mit dem Modell DAISY eine Brutto-Umsatzrate  $R_B$  von  $2 \text{ a}^{-1}$ . Das entspricht einer Umsatzzeit  $T$  von 0,5 Jahren. Mit dem Modell NiCa fällt  $R_B$  im Verlaufe der Inkubation von 4 auf  $1 \text{ a}^{-1}$  ab. Die Umsatzzeiten liegen

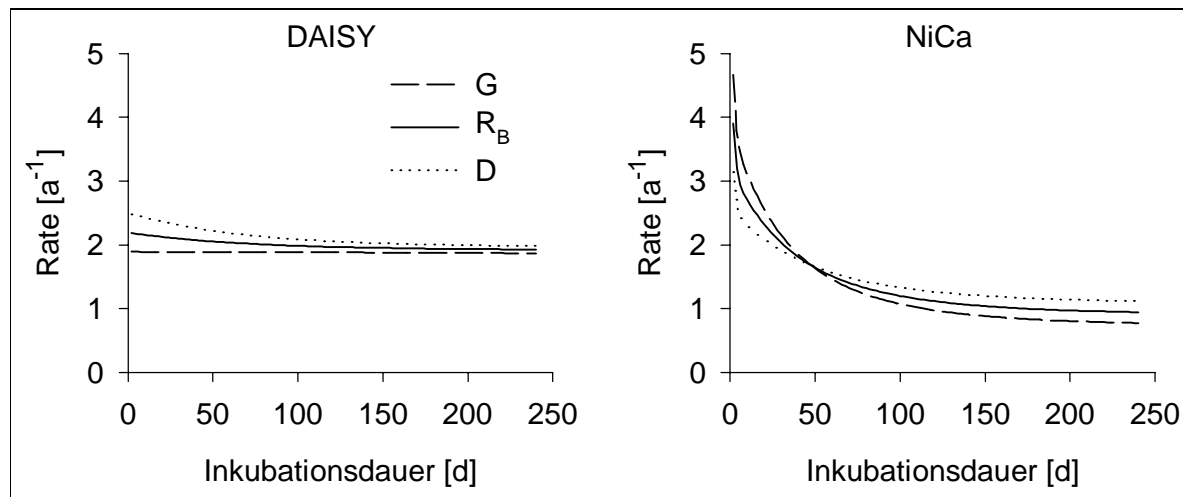


Abbildung 23: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe- ( $D$ ), Wachstums- ( $G$ ) und Brutto-Umsatzraten ( $R_B$ ) für  $C_{\text{mik}}$  bei Inkubation ohne Strohzugabe.

hier immer noch zwischen 0,25 und 1 Jahr. Diese Werte liegen deutlich unter den Werten für die nach ANDERSON & DOMSCH (1990b) berechneten Umsatzzeiten.

Die unterschiedlichen Verläufe der Brutto-C-Umsatzraten bei den Modellen DAISY und NiCa lassen sich auf die unterschiedliche Modellstruktur und die Modellanpassung zurückführen. Zu Beginn der Inkubation wurde ein C-Mineralisationsschub beobachtet, der möglicherweise auf das Durchmischen der Bodenproben zurückzuführen ist. Mit dem Modell DAISY hätte dieser Mineralisationsschub nur durch zusätzlichen Abbau von leicht verfügbarem Substrat simuliert werden können. Da jedoch kein Substrat zugesetzt, sondern der Boden lediglich durchmischt wurde, konnte der Mineralisationsschub im Modell DAISY nicht berücksichtigt werden. Beim Modell NiCa konnte der anfängliche Mineralisationsschub durch die Wahl des Anfangswertes für die Zustandsgröße  $r$  einbezogen werden. Damit wurde der anfängliche Mineralisationsschub durch die Veränderung der spezifischen mikrobiellen Aktivität während der Inkubation berücksichtigt.

Nach Strohzugabe (Abb. 24) wurden höhere Brutto-Umsatzraten als ohne Strohzugabe berechnet. Mit dem Modell DAISY errechneten sich Brutto-Umsatzraten zwischen  $9 \text{ a}^{-1}$  (bei Inkubationsbeginn) und  $2 \text{ a}^{-1}$  (bei Inkubationsende). Das bedeutet, daß die minimale Umsatzzeit  $T$  bei 0,11 Jahren bzw. 40 Tagen lag. Höhere Brutto-Umsatzraten ergaben sich nach dem NiCa-Modell. Hier lag  $R_B$  zu Beginn der

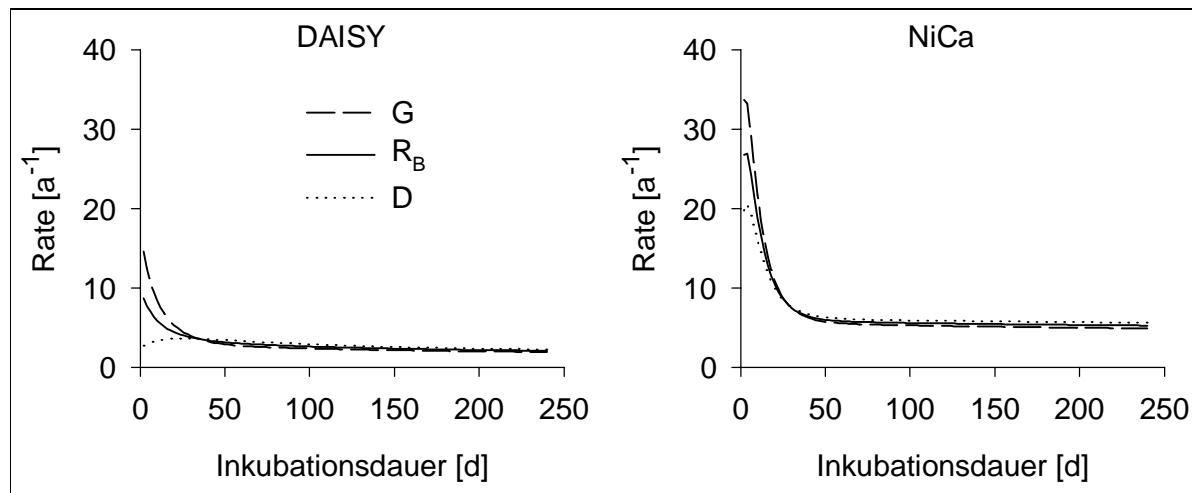


Abbildung 24: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe- ( $D$ ), Wachstums- ( $G$ ) und Brutto-Umsatzraten ( $R_B$ ) für  $C_{\text{mik}}$  bei Inkubation mit Strohzugabe.

Inkubation bei  $26 \text{ a}^{-1}$  und fiel zum Ende der Inkubation auf  $5 \text{ a}^{-1}$  ab. Die kürzeste Umsatzzeit  $T$  betrug somit nur 13 Tage.

Die simulierten Sterbe-, Wachstums- und Brutto-Umsatzraten zeigen sehr gut den Einfluß der unterschiedlichen Modellansätze auf das Simulationsergebnis. Veränderliche Umsatzraten werden mit dem Modell DAISY durch das veränderliche Verhältnis der Kompartimente BIO1 und BIO2 zueinander realisiert. Der Schwankungsbereich der Umsatzraten ist daher durch die Ratenkoeffizienten für BIO1 und BIO2 vorgegeben. Sofern kein Substrat zugeführt wird, dominiert das Biomassekompartiment mit der geringeren Sterberate (i. d. R. BIO1). Diese Sterberate ergibt die minimale Sterberate, die simuliert werden kann. Davon abhängig ergeben sich dann die Wachstums- und die Brutto-Umsatzrate. Im Modell NiCa werden die Wachstums- und Sterberate durch komplexere Abhängigkeiten gesteuert als im Modell DAISY. Die Art der Simulation im Modell NiCa bewirkt, daß die Wachstums- und Sterberate in einem größeren Wertebereich schwanken können.

Es kann an dieser Stelle nicht entschieden werden, ob die Brutto-C-Umsatzraten mit dem Modell DAISY oder mit dem Modell NiCa realistischer berechnet werden. Dafür wäre es notwendig, die einzelnen Parameter der Modelle separat zu messen, was jedoch kaum möglich ist. Auffällig ist jedoch, daß sich mit diesen beiden unterschiedlichen Modellen C-Umsatzraten in der gleichen Größenordnung ergeben. Diese

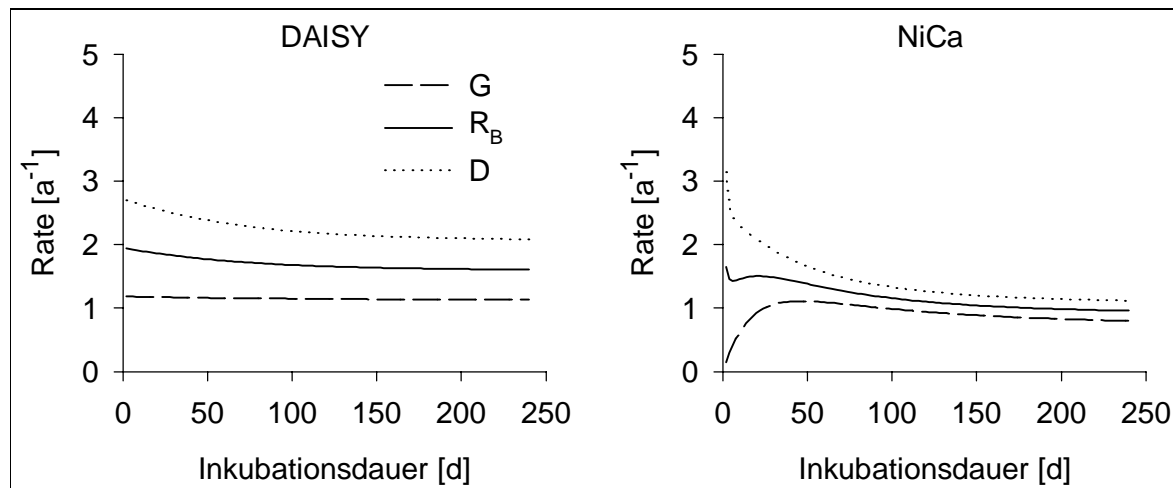


Abbildung 25: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe- ( $D$ ), Wachstums- ( $G$ ) und Brutto-Umsatzraten ( $R_B$ ) für  $N_{\text{mik}}$  bei Inkubation ohne Strohzugabe.

Übereinstimmung zwischen den Modellen gibt einen Anhaltspunkt dafür, daß die Modellierung des C-Umsatzes mit den in der vorliegenden Arbeit verwendeten Methoden zu sinnvollen Ergebnissen führt.

Bei der Modellierung des N-Umsatzes zeigen beide Modelle für den Boden ohne Strohzugabe eine sehr gute Übereinstimmung (Abb. 25). Während sich die Verläufe der mit dem Modell DAISY simulierten N- und C- Umsatzraten ähneln, weichen die mit dem Modell NiCa berechneten Umsatzraten deutlich voneinander ab (vgl. Abb. 25 mit Abb. 23). Als Brutto-N-Umsatzraten ergeben sich mit dem Modell DAISY für die Laborinkubation ohne Strohzugabe Werte zwischen 1,9 und 1,6 a<sup>-1</sup>. Mit dem Modell NiCa lassen sich Werte zwischen 1,6 und 1 a<sup>-1</sup> berechnen.

Deutlicher unterschieden sich die berechneten Umsatzraten beider Modelle für die Inkubation mit Strohzugabe (Abb. 26). Während mit dem Modell DAISY Brutto-N-Umsatzraten zwischen 3,5 und 1,7 a<sup>-1</sup> berechnet wurden, lagen diese beim Modell NiCa zwischen 28 und 5 a<sup>-1</sup>.

Der Unterschied zwischen den Ergebnissen beider Modelle läßt sich auf folgenden Sachverhalt zurückführen: Durch die Strohzugabe werden bei dem Modell DAISY lediglich 2 weitere Kompartimente (RES1 und RES2) zusätzlich abgebaut. Der N-Umsatz erhöht sich nur um die Menge Stickstoff, die aus diesen beiden neuen Kompartimenten zum Abbau zur Verfügung steht. Ein möglicher zusätzlicher Abbau von



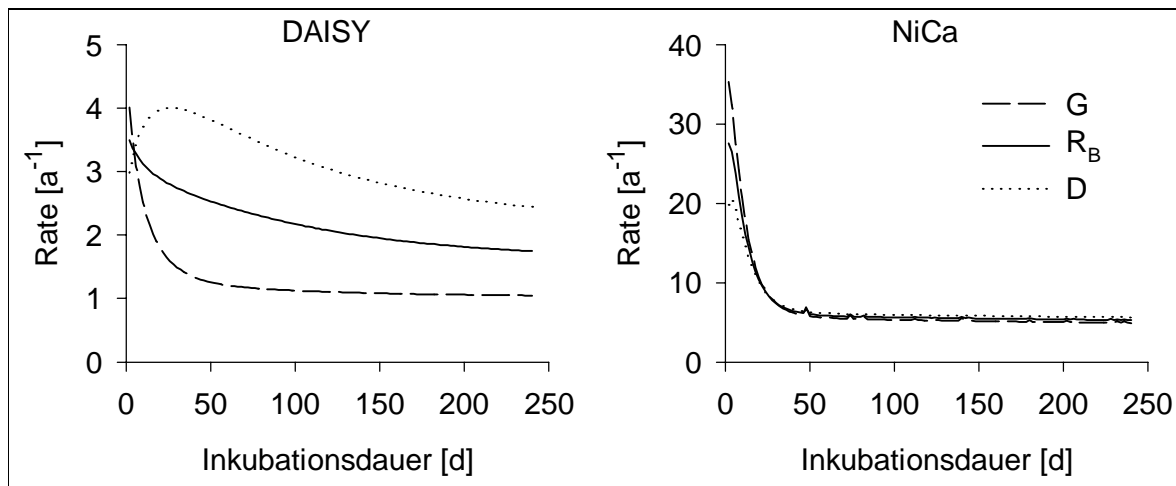


Abbildung 26: Mit den Modellen DAISY und NiCa simulierte Sterbe- ( $D$ ), Wachstums- ( $G$ ) und Brutto-Umsatzrate ( $R_B$ ) für  $N_{\text{mik}}$  bei Inkubation mit Strohzugabe.

organischer Substanz ("priming-effect") aufgrund des Anwachsens der mikrobiellen Biomasse nach Strohzugabe wird daher mit dem Modell DAISY nicht simuliert. Demgegenüber wird bei dem Modell NiCa nach Strohzugabe eine Erhöhung der spezifischen mikrobiellen Aktivität und der Menge an mikrobieller Biomasse simuliert. Beides resultiert in einem vermehrten Abbau der organischen Substanz und erhöht somit den simulierten N-Umsatz, insbesondere direkt nach Strohzugabe.

Ein vermehrter Abbau organischer Bodensubstanz nach Zugabe von Stroh oder anderen Substraten wurde bereits häufiger beobachtet (PARNAS 1976, HARDEN et al. 1993, WU et al. 1993, AZAM et al. 1994). Da dieser Prozeß im Modell DAISY nicht berücksichtigt wird, unterschätzt das Modell offenbar die Brutto-N-Umsatzraten. Im Modell NiCa gelten für die Modellierung des N-Umsatzes andere Voraussetzungen als im Modell DAISY. Der N-Flux durch die mikrobielle Biomasse ergibt sich im Modell NiCa nicht aus der Menge abgebauter organischer Substanz, sondern vielmehr aus mikrobiellem Wachstum und dem C:N-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse. Aus dem Abbau organischer Substanz freigesetzter Stickstoff wird rechnerisch nicht mikrobiell aufgenommen, sondern fließt in das  $N_{\text{min}}$ -Kompartiment. Mikrobieller N-Umsatz entsteht erst durch mikrobielles Wachstum, in dessen Verlauf N aus dem  $N_{\text{min}}$ -Kompartiment entzogen wird. Stickstoff aus abgestorbenen Mikroben wird der organischen Bodensubstanz zugerechnet. Durch diesen Rechenweg des Modells NiCa ist der

Brutto-N-Umsatz vollständig mit dem Wachstum und dem Absterben von mikrobieller Biomasse gekoppelt.

Durch Integration des Produktes aus Brutto-Umsatzrate und mikrobieller Biomasse über die Zeit läßt sich aus den Modellergebnissen der simulierte C- bzw. N-Flux durch die mikrobielle Biomasse berechnen (Tab. 10).

Tabelle 10: Berechneter C- und N-Flux durch die mikrobielle Biomasse (ohne Berücksichtigung von CO<sub>2</sub>-Produktion und Netto-N-Mineralisation).

	ohne Stroh		mit Stroh	
	DAISY	NiCa	DAISY	NiCa
<b>C-Flux</b>				
Gesamt [ $\mu\text{g C g}^{-1} \text{ TB } 235 \text{ d}^{-1}$ ]	226	173	452	1060
Maximum [ $\mu\text{g C g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$ ]	1,13	2,05	4,75	16,00
Minimum [ $\mu\text{g C g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$ ]	0,86	0,45	1,20	2,75
<b>N-Flux</b>				
Gesamt [ $\mu\text{g N g}^{-1} \text{ TB } 235 \text{ d}^{-1}$ ]	40	24	75	219
Maximum [ $\mu\text{g N g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$ ]	0,21	0,17	0,47	3,40
Minimum [ $\mu\text{g N g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$ ]	0,15	0,07	0,21	0,56

Bei der Betrachtung des simulierten C- und N-Fluxes werden größere Unterschiede zwischen den beiden Modellen DAISY und NiCa deutlich. Bei Inkubation ohne Strohzugabe ergibt sich für das Modell NiCa ein geringerer C- und N-Flux als für das Modell DAISY (Tab. 10). Bei Inkubation mit Strohzugabe war der mit dem Modell NiCa berechnete C- und N-Flux größer als der mit dem Modell DAISY berechnete. Die Ursache für dieses Verhalten der beiden Modelle ist, wie bereits weiter oben beschrieben, sicherlich in der unterschiedlichen Berücksichtigung der mikrobiellen Aktivität begründet.

### ***5.3 Möglichkeiten der Modellierung mikrobieller Umsetzungsprozesse***

Die verwendeten Modelle NiCa und DAISY unterscheiden sich in zweierlei Hinsicht grundlegend voneinander. Einerseits ist das Modell NiCa wesentlich einfacher und überschaubarer strukturiert als das DAISY-Modell, da im NiCa-Modell nur 3 organische Kompartimente berücksichtigt werden. Andererseits baut das Modell DAISY im Gegensatz zum NiCa-Modell ausschließlich auf Kinetiken 1. Ordnung auf, wodurch das DAISY-Modell leichter nachvollziehbar und technisch einfacher zu berechnen ist. Auch scheint die im Modell DAISY gewählte Aufteilung in verschiedene Kompartimente sinnvoll, da diese Untergliederung bisherigen Erkenntnissen über die organische Substanz im Boden entspricht oder bereits in anderen Modellen erfolgreich eingesetzt wurde. Beispielsweise läßt sich die Netto-N-Mineralisation durch Aufteilung der organischen Bodensubstanz in ein schnell und ein langsam abbaubares Kompartiment hinreichend genau nachvollziehen (NUSKE & RICHTER 1981, JANSSEN 1984, NORDMEYER & RICHTER 1985, PARTON et al. 1987). Ebenso ist eine Untergliederung der mikrobiellen Biomasse in zwei Kompartimente durch das Vorhandensein von Mikroorganismen mit unterschiedlichen Eigenschaften begründbar. Die Eigenschaften der beiden Biomassekompartimente können durch Unterschiede zwischen Pilzen und Bakterien, zwischen K- und r-Strategen oder zwischen autochthonen und allochthonen Mikroorganismen bestimmt werden (GERSON & CHET 1981, PAUSTIAN 1985, WESSEN & BERG 1986, CLARHOLM 1994). Auch die Aufteilung von Residuen in zwei Kompartimente liegt aufgrund der heterogenen Zusammensetzung von Ernteresiduen nahe (REINERTSEN et al. 1984, ANDRÉN & PAUSTIAN 1987, SØRENSEN 1987, HARPER 1989, STROO et al. 1989).

Für die alleinige Simulation der Netto-N-Mineralisation weist das Modell DAISY gegenüber dem Modell NiCa deutliche Vorteile auf. Diese Vorteile ergeben sich aus der Tatsache, daß die N-Mineralisation im Modell DAISY in erster Linie aus dem Abbau der organischen Bodensubstanz und der Ernteresiduen berechnet wird. Dieser Abbau wird im Modell DAISY nicht durch die Menge an mikrobieller Biomasse oder deren spezifische Aktivität beeinflusst. Der Unterschied zwischen N-Mineralisation und Netto-N-Mineralisation beruht in diesem Modell in erster Linie auf dem Anwachsen

bzw. Absterben der mikrobiellen Biomasse. Somit beeinflussen die Abbaukoeffizienten ( $k_x$ ) die berechnete N-Mineralisation am deutlichsten. Diese Abbaukoeffizienten lassen sich einfach in Inkubationsexperimenten ermitteln und auf Feldsituationen übertragen (KERSEBAUM 1989, ENGEL 1991). Daher läßt sich mit dem Modell DAISY die N-Dynamik im Boden bereits ohne Parameteranpassung zufriedenstellend simulieren (vgl. Kap. 4).

Eine Simulation der mikrobiellen Kenngrößen  $\text{CO}_2$ -Freisetzung,  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  konnte mit dem Modell DAISY erst durch die von MUELLER et al. (1997) vorgeschlagenen Veränderungen realisiert werden. Nach diesen Veränderungen durch MUELLER et al. (1997) wird das Verhalten der mikrobiellen Biomasse im Modell DAISY mit insgesamt 15 Parametern beschrieben ( $E_x$ ,  $d_{\text{BIO}x}$ ,  $m_{\text{BIO}x}$ ,  $f_{\text{BIO}x}$ ,  $f_{\text{OSI}}$  und  $CN_{\text{BIO}x}$ ; wobei x die einzelnen Kompartimente angibt). Diese Parameter lassen sich aber zum Teil experimentell nur schwer ermitteln. Die hohe Korrelation zwischen einzelnen Parametern (vgl. Tab. 7) läßt auf eine Überparametrisierung des Modells schließen. Weiterhin werden einige, möglicherweise wichtige Eigenarten der mikrobiellen Biomasse des Bodens mit diesem Modell nur ungenügend oder gar nicht abgebildet. So würde im Modell DAISY nach Substratzugabe die mikrobielle Biomasse nahezu proportional zur zugegebenen Menge Substrat anwachsen. Tatsächlich scheint die Abhängigkeit zwischen Substratmenge und Biomassewachstum jedoch einer Sättigungsfunktion zu entsprechen (WU et al. 1993). Die spezifische mikrobielle Aktivität, ausgedrückt durch den Erhaltungsbedarf und die Sterberate der mikrobiellen Biomasse, ist offenbar abhängig von der mikrobiellen Substratverfügbarkeit und ist somit keine konstante Größe (ANDERSON & DOMSCH 1986, 1990a). Veränderungen der spezifischen mikrobiellen Aktivität werden im Modell DAISY durch ein verändertes Verhältnis des Kompartimentes BIO1 zum Kompartiment BIO2 simuliert. Durch dieses Vorgehen setzt die Änderung der spezifischen mikrobiellen Aktivität immer eine Veränderung in der Menge der mikrobiellen Biomasse voraus. Dagegen beobachteten ANDERSON & DOMSCH (1985ab) sehr wohl unterschiedliche mikrobielle Aktivitäten, ohne daß es zu Veränderungen in der Menge an mikrobieller Biomasse kam.

Im Gegensatz zum Modell DAISY kommt das Modell NiCa mit nur 3 organischen Kompartimenten aus. Sämtliche Abbauvorgänge werden durch die Menge an mikrobieller Biomasse und deren spezifischer Aktivität ( $r$ ) beschrieben. Durch dieses Vorgehen werden mit dem Modell NiCa Umsetzungsprozesse im Boden als Resultat der mikrobiellen Aktivität simuliert. Durch die Berücksichtigung der spezifischen mikrobiellen Aktivität ( $r$ ) ist es möglich, bekannte Verhaltensweisen der mikrobiellen Biomasse auf einfachem Wege zu simulieren. Die Beobachtung, daß Bodenmikroorganismen bei Vorhandensein von leicht verfügbarem Substrat metabolisch aktiver sind (ANDERSON & DOMSCH 1985ab, GOTTSCHAL 1992), wird durch eine Veränderung der Zustandsgröße  $r$  simuliert. Die Modellannahme, daß nur aktive mikrobielle Biomasse ( $C_{mik} \cdot r$ ) anwachsen kann, berücksichtigt außerdem das Vorhandensein oligotropher Mikroorganismen im Boden (GOTTSCHAL 1992) und deren geringe Fähigkeit, zum Biomassewachstum beizutragen (BINNERUP et al. 1993). Durch die Kalkulation der maximalen mikrobiellen Zuwachsrates mit Hilfe einer Michaelis-Menten Kinetik ( $\mu C_s$ ) wird zudem berücksichtigt, daß sich die Zuwachsrates mit Zunahme der verfügbaren Substratmenge einem Sättigungswert nähert (WU et al. 1993).

Die Tatsache, daß die hier genannten Prozesse im Modell NiCa berücksichtigt wurden, sagt jedoch noch nichts darüber aus, ob diese Prozesse in der vom Modell beschriebenen Weise tatsächlich im Boden ablaufen. Auch die Tatsache, daß für das Modell NiCa eine deutlich geringere Anzahl von Parametern angepaßt werden muß als für das Modell DAISY, ist lediglich ein Hinweis und kein Beweis für eine geeignetere Modellierung der im Boden stattfindenden Prozesse durch das Modell NiCa.

Problematisch scheint, daß im Modell NiCa die organische Substanz nicht in verschiedene Kompartimente untergliedert wird. Die Annahme, daß sich die Abbaurates der organischen Substanz nach einer Michaelis-Menten Kinetik berechnen läßt (Gl. 2-22), kommt aufgrund der heterogenen Zusammensetzung der organischen Substanz einer zu starken Vereinfachung gleich. Bei der Anwendung des Modells in der vorliegenden Arbeit führte diese Vereinfachung dazu, daß die Strohzugabe nicht transparent in das Modell integriert werden konnte. Für solche Fälle wäre sicherlich ein

Ansatz mit mehreren Kompartimenten, wie er im Modell DAISY realisiert ist, angemessener.

Allerdings stellt auch die Aufteilung der organischen Substanz in verschiedene Kompartimente eine starke Vereinfachung dar. Um der heterogenen Zusammensetzung der organischen Substanz in vollem Maße gerecht zu werden, müßte sie als ein Kontinuum verschiedener Abbaubarkeiten simuliert werden (JARVIS et al. 1996). Zur Beschreibung des Abbaus der organischen Substanz mit Hilfe eines Kontinuums verschiedener Abbaubarkeiten wurden bislang nur wenige Modelle entwickelt (CARPENTER 1981, BOSATTA & ÅGREN 1985, 1991). Eine Einbeziehung derartiger Modellansätze in N-Haushaltsmodelle erfolgte bislang noch nicht. Dies mag darin begründet sein, daß diese Denkansätze technisch sehr aufwendig zu realisieren sind. Fragwürdig ist auch, ob sich diese theoretischen Modellansätze überhaupt auf einen realen Boden übertragen lassen.

Durch Anwendung von Simulationsmodellen war es in der vorliegenden Arbeit möglich, neben der reinen Reproduktion von Meßergebnissen zusätzlich den Brutto-Umsatz der mikrobiellen Biomasse zu berechnen. Trotz der bedeutenden Unterschiede zwischen den beiden Modellen DAISY und NiCa ergaben Berechnungen des Brutto-Umsatzes mit beiden Modellen vergleichbare Ergebnisse. Dies sollte jedoch nicht den Schluß nahelegen, daß die Ergebnisse unabhängig von der Wahl des Modells sind. Für eine Beschreibung mikrobieller Umsetzungsprozesse ist sicherlich ein Ansatz, wie er im Modell NiCa realisiert ist, vorzuziehen. Zum einen wird die mikrobielle Biomasse im Modell NiCa als "aktives" Kompartiment simuliert, welches ursächlich für die Umsetzungsprozesse im Boden verantwortlich ist. Zum anderen finden die besonderen Eigenarten der mikrobiellen Biomasse (s. o.) in diesem Modell eine bessere Berücksichtigung. Für die Simulation der N-Dynamik im Feld ist der Ansatz des Modells DAISY vorzuziehen, da hierfür in erster Linie der Abbau der organischen Substanz simuliert werden muß. Die Berücksichtigung der mikrobiellen Biomasse im Modell DAISY kann eher als eine Möglichkeit verstanden werden, um die N-Immobilisation zu simulieren. Der Ansatz ist dagegen weniger geeignet, um mikrobielle Umsetzungsprozesse detailliert wiederzugeben.

Abschließend kann der Einsatz des Modells NiCa in der gegenwärtigen Form als Bestandteil eines Gesamtmodells zur Beschreibung der N-Dynamik im Feld nicht als sinnvoll erachtet werden. Eine wesentliche Voraussetzung dafür wäre, daß die Modellierung des Umsatzes der organischen Bodensubstanz entschieden verbessert würde. Noch wichtiger wäre es allerdings, genauere Anhaltspunkte für die mikrobielle Aktivität im Feld zu bekommen. So müßte geklärt werden, welchen Einfluß die räumliche Verteilung des Substrates im Boden auf die mikrobielle Aktivität ausübt. DARRAH (1991) konnte zwar eine Möglichkeit für die Modellierung der räumlichen Verteilung von mikrobiellen Umsetzungsprozessen im durchwurzelten Boden aufzeigen. Die Anwendung eines solchen Modells setzt jedoch detaillierte Kenntnisse der mikrobiellen Aktivität in Abhängigkeit von der Substratverfügbarkeit voraus, welche bislang noch fehlen (s. o.). Für die Anwendung eines Biomasse-orientierten Modells wie dem NiCa wäre es zudem notwendig, den Einfluß von Temperatur und Bodenfeuchte auf die mikrobielle Aktivität genauer zu erfassen. Bisher wurden vorwiegend Temperatureinflüsse auf Netto-Prozesse wie die C- oder N-Mineralisation untersucht (z. B. STANFORD et al. 1973, FRANKO 1984, NORDMEYER & RICHTER 1985, JENKINSON et al. 1987). Diese Temperaturbeziehungen lassen sich allerdings nur sehr bedingt auf die mikrobielle Biomasse übertragen (JOERGENSEN et al. 1990, NICOLARDOT et al. 1994, STENGER et al. 1995). Ebenso muß geprüft werden, ob sich bislang etablierte Beziehungen zwischen Mineralisation und Bodenwassergehalt (STOTT et al. 1986) auch auf mikrobielle Aktivität übertragen lassen (KILLHAM et al. 1993, GRANT & ROCHETTE 1994).

Bei dem gegenwärtigen Stand der Modellentwicklung kann keines der beiden Modelle NiCa und DAISY für eine Integration in ein N-Haushaltsmodell zur Verbesserung der Vorhersagegenauigkeit von  $N_{\min}$ -Gehalten vorgeschlagen werden. Die Anwendung dieser Modelle für die Simulation des mikrobiellen Umsatzes in Modellexperimenten kann jedoch zum besseren Verständnis von mikrobiellen Umsetzungsprozessen im Boden beitragen.

## 6 Zusammenfassung

Voraussetzung für eine bedarfsgerechte N-Düngung zu landwirtschaftlichen Kulturen ist die detaillierte Kenntnis der im Boden ablaufenden N-Umsetzungsprozesse. Der mikrobielle Stoffumsatz hat an den N-Umsetzungsprozessen im Boden den größten Anteil. Daher kann ein genaueres Verständnis von mikrobiellen Umsetzungsprozessen im Boden dazu beitragen, N-Düngeempfehlungen zu präzisieren.

Für die Erfassung und Modellierung der mikrobiellen Umsetzungsprozesse im Boden wurden ein Labor- und verschiedene Feldversuche durchgeführt. Die Feldversuche dienten zur Messung der zeitlichen Veränderungen von mikrobieller Biomasse und  $N_{\min}$  im Boden bei unterschiedlicher Düngung. Die Düngevarianten unterschieden sich in der Höhe der mineralischen Düngung, der Düngerform ( $\text{NH}_4^+$ -N,  $\text{NO}_3^-$ -N und Harnstoff) bzw. der Zugabe von organischer Düngung (Stallmist). Im Versuchsjahr 1994 wurde auf allen Varianten an neun Terminen zwischen dem 9.2. und 22.8. C und N in mikrobieller Biomasse ( $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$ ), Dehydrogenaseaktivität (DHA) und Gehalt an mineralischem Stickstoff ( $N_{\min}$ ) gemessen.  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  wurden mit der Chloroform-Fumigations-Extraktionsmethode bestimmt. Im Versuchsjahr 1995 wurde ausschließlich der Einfluß verschiedener Düngerformen ( $\text{NH}_4^+$ -N und  $\text{NO}_3^-$ -N) auf den Gehalt des Bodens an mikrobieller Biomasse und  $N_{\min}$  untersucht. Dazu wurden an 11 Terminen zwischen dem 27.2. und 4.8.  $C_{\text{mik}}$ ,  $N_{\text{mik}}$  und  $N_{\min}$  gemessen.

Im Mittel aller Messungen wiesen die einzelnen Versuchsflächen einen  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt zwischen 240 und 275  $\mu\text{g } C_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden auf. Der mittlere  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt lag auf allen Versuchsflächen bei 45  $\mu\text{g } N_{\text{mik}} \text{ g}^{-1}$  Boden. Die maximalen Abweichungen vom mittleren  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalt im Jahresverlauf betrugen  $\pm 30 \%$ . Für  $C_{\text{mik}}$  entspricht das  $\pm 340 \text{ kg } C_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1} \text{ 0-30 cm}^{-1}$  und für  $N_{\text{mik}}$   $\pm 90 \text{ kg } N_{\text{mik}} \text{ ha}^{-1} \text{ 0-30 cm}^{-1}$ . Die mittlere DHA lag auf den einzelnen Schlägen zwischen 125 und 170  $\mu\text{g TPF g}^{-1}$  Boden. Der zeitliche Verlauf der DHA war nahezu identisch mit dem zeitlichen Verlauf von  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$ . Ein eindeutiger Einfluß der Düngung auf die zeitliche Dynamik der mikro-



biellen Biomasse konnte nicht beobachtet werden. Weder die Düngermenge noch die Düngerform beeinflussten die  $C_{\text{mik}}$ - und  $N_{\text{mik}}$ -Gehalte signifikant.

Da sich eine zeitliche Dynamik der mikrobiellen Biomasse statistisch nicht absichern ließ, wurden die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung gemeinsam mit Ergebnissen weiterer Untersuchungen aus Niedersachsen und Hessen ausgewertet. Die Anpassung eines Polynoms 2. Ordnung an die relativen Biomassegehalte (prozentuale Abweichung der jeweiligen Messung vom Mittel der betreffenden Untersuchung) in Abhängigkeit vom Tag des Jahres ergab für  $C_{\text{mik}}$  folgenden Zusammenhang:  $y = 84 + 0,222x - 0,000628x^2$ . Dabei stellt  $x$  den Tag des Jahres und  $y$  den relativen  $C_{\text{mik}}$ -Gehalt dar. Für  $N_{\text{mik}}$  konnte ein Polynom mit  $y = 92 + 0,142x - 0,00048x^2$  angepaßt werden. Das Bestimmtheitsmaß  $r^2$  betrug sowohl für  $N_{\text{mik}}$  als auch für  $C_{\text{mik}}$  0,044. Allerdings war sowohl das Bestimmtheitsmaß als auch der quadratische Term des Polynoms signifikant von Null verschieden.

In Anlehnung an MCGILL et al. (1986) wurde aus der zeitlichen Dynamik der mikrobiellen Biomasse im Verlaufe der Feldversuche die Umsatzzeit für  $C_{\text{mik}}$  und  $N_{\text{mik}}$  kalkuliert. Für  $C_{\text{mik}}$  ergaben sich Umsatzzeiten zwischen 0,56 und 0,89 Jahren mit einem Mittelwert von 0,66 Jahren. Für  $N_{\text{mik}}$  betrugen die Umsatzzeiten für die verschiedenen Varianten 0,53 bis 1,67 Jahre mit einem Mittelwert von 0,86 Jahren. Eine Gegenüberstellung der Umsatzzeit für  $C_{\text{mik}}$  und dem C-Eintrag durch Pflanzen ergab, daß die so kalkulierten Umsatzzeiten für C zu gering sind. Daraus wurde geschlossen, daß der Begriff Dynamikbeiwert für die in Anlehnung an MCGILL et al. (1986) berechnete Größe zutreffender ist als der Begriff Umsatzzeit.

Ebenso wie in den Feldversuchen konnte auch im Laborversuch kein signifikanter Einfluß der N-Zugabe auf die mikrobielle Biomasse beobachtet werden. Lediglich die  $\text{CO}_2$ -Produktion war in den Varianten mit N-Zugabe geringfügig vermindert. In den ersten 18 Tagen nach Strohzugabe konnte eine Netto-N-Immobilisation beobachtet werden. Ein eindeutiger Zusammenhang zwischen Netto-N-Immobilisation und der Zunahme an mikrobiell gebundenem Stickstoff bestand jedoch nicht. Demnach ist offenbar der mikrobielle Stoffumsatz für die N-Immobilisation relevanter als die mikrobielle Massendynamik. Die zeitliche Dynamik der gemessenen Größen C und N

in mikrobieller Biomasse sowie mineralischer Stickstoff und CO<sub>2</sub>-Produktion konnten mit beiden verwendeten Simulationsmodellen zufriedenstellend nachvollzogen werden. Obwohl beide Modelle sich in Ihren Annahmen über den mikrobiellen Stoffumsatz deutlich unterscheiden, konnten mit beiden Modellansätzen vergleichbare Werte für den mikrobiellen Stoffumsatz ermittelt werden. So lag die Umsatzzeit des Kohlenstoffs in mikrobieller Biomasse nach Strohzugabe je nach Modell zwischen 13 und 40 Tagen. Für den Boden ohne Strohzugabe ergaben sich immer noch Umsatzzeiten zwischen 100 und 400 Tagen. Die Umsatzzeiten für Stickstoff in mikrobieller Biomasse wichen von denen für Kohlenstoff nur geringfügig ab.

## 7 *Literatur*

- ADDISCOTT T.M. (1983): Kinetics and temperature relationships of mineralization and nitrification in Rothamsted soils with different histories. *Journal of Soil Science* **34**: 343-353.
- ALEF K. (1991): Methodenbuch Bodenbiologie: Aktivitäten, Biomasse, Differenzierung. Ecomed, Landsberg/Lech.
- AMATO M. & J.N. LADD (1988): Assay for microbial biomass based on ninhydrin-reactive nitrogen in extracts of fumigated soils. *Soil Biology and Biochemistry* **20**: 107-114.
- AMATO M. & J.N. LADD (1994): Application of the ninhydrin-reactive N assay for microbial biomass in acid soils. *Soil Biology and Biochemistry* **26**: 1109-1115.
- ANDERSON J.P.E. & K.H. DOMSCH (1978): A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. *Soil Biology and Biochemistry* **10**: 215-221.
- ANDERSON T.-H. & K.H. DOMSCH (1985a): Maintenance carbon requirements of actively-metabolizing microbial populations under in situ conditions. *Soil Biology and Biochemistry* **17**: 197-203.
- ANDERSON T.-H. & K.H. DOMSCH (1985b): Determination of ecophysiological maintenance carbon requirements of soil microorganisms in a dormant state. *Biology and Fertility of Soils* **1**: 81-89.
- ANDERSON T.-H. & K.H. DOMSCH (1986): Carbon assimilation and microbial activity in soil. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **149**: 457-468.
- ANDERSON T.-H. & K.H. DOMSCH (1990a): Anwendung ökophysiologischer Parameter zur Charakterisierung mikrobieller Biomassen im Boden. In: S. RIEWENHERM & H. LIETH (Hrsg.), *Verhandlungen der Gesellschaft für Ökologie* **19**: 324-329.
- ANDERSON T.-H. & K.H. DOMSCH (1990b): Application of eco-physiological quotients (qCO<sub>2</sub> and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. *Soil Biology and Biochemistry* **22**: 251-255.
- ANDRÉN O. & K. PAUSTIAN (1987): Barley straw decomposition in the field: a comparison of models. *Ecology* **68**: 1190-1200.

- AZAM F., F.W. SIMMONS & R.L. MULVANEY (1994): The effect of inorganic nitrogen on the added nitrogen interaction of soils in incubation experiments. *Biology and Fertility of Soils* **18**: 103-108.
- BARAK P., J.A.E. MOLINA, A. HADAS & C.E. CLAPP (1990): Optimization of an ecological model with the marquardt algorithm. *Ecological Modelling* **51**: 251-263.
- BECK T. (1979): Die Nitrifikation in Böden (Sammelreferat). *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **142**: 344-364.
- BECKER R. (1996): Regional differenzierte Bewertung von Maßnahmen zur Minderung von Stickstoffüberschüssen mittels Stickstoff-Bilanzen. In: Justuts - Liebig - Universität Giessen *Boden und Landschaft - Schriftenreihe zur Bodenkunde* **11**.
- BEST E.K. (1976): An automated method for determining nitrate-N in soil extracts. *Queensland Agricultural Journal* **33**: 161-165.
- BINNERUP S.J., D.F. JENSEN, H. THORDAL-CHRISTENSEN & J. SØRENSEN (1993): Detection of viable, but non-culturable *Pseudomonas fluorescens* DF57 in soil using a microcolony epifluorescence technique. *FEMS Microbiological Ecology* **12**: 97-105.
- BLAGODATSKY S.A. & O. RICHTER (1998): Microbial growth in soil and nitrogen turnover: A theoretical model considering the activity state of microorganisms. *Soil Biology and Biochemistry* **30**: 1743-1755.
- BLAGODATSKY S.A., I.V. YEVDOKIMOV, A.A. LARIONOVA & J. RICHTER (1998): Microbial growth in soil and nitrogen turnover: Model calibration with laboratory data. *Soil Biology and Biochemistry* **30**: 1757-1764.
- BOSATTA E. & G. ÅGREN (1985): Theoretical analysis of decomposition of heterogeneous substrates. *Soil Biology and Biochemistry* **17**: 601-610.
- BOSATTA E. & G.I. ÅGREN (1991): Dynamics of carbon and nitrogen in the organic matter of the soil: A generic theory. *The American Naturalist* **138**: 227-245.
- BRADBURY N.J., A.P. WHITMORE, P.B.S. HART & D.S. JENKINSON (1993): Modelling the fate of nitrogen in crop and soil in the years following application of <sup>15</sup>N-labelled fertilizer to winter wheat. *Journal of Agricultural Science* **121**: 363-379.
- BREMER E., W. VAN HOUTUM & C. VAN KESSEL (1991): Carbon dioxide evolution from wheat and lentil residues as affected by grinding, added nitrogen, and the absence of soil. *Biology and Fertility of Soils* **11**: 221-227.

- BREMNER K. (1985): Standort, Produktionstechnik und Witterung als Einflußgrößen in einem Modell zur Vorhersage des mineralisierten Stickstoffes ( $N_{\min}$ ) und des N-Sollwertes im Frühjahr bei Wintergetreide. Dissertation, Technische Universität München.
- BROOKES P.C., A. LANDMAN, G. PRUDEN & D.S. JENKINSON (1985): Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biology and Biochemistry* **17**: 837-842.
- CABRERA M.L. & M.H. BEARE (1993): Alkaline persulfate oxidation for determining total nitrogen in microbial biomass extracts. *Soil Science Society of America Journal* **57**: 1007-1012.
- CAMPBELL C.A., A.P. MOULIN, K.E. BOWREN, H.H. JANZEN, L. TOWNLEY-SMITH & V.O. BIEDERBECK (1992): Effect of crop rotations on microbial biomass, specific respiratory activity and mineralizable nitrogen in a black chernozemic soil. *Canadian Journal of Soil Science* **72**: 417-427.
- CAMPBELL C.D., S.J. CHAPMAN & F. URQUHART (1995): Effect of nitrogen fertiliser on temporal and spatial variation of mineral nitrogen and microbial biomass in a silvopastoral system. *Biology and Fertility of Soils* **19**: 177-184.
- CARPENTER S.R. (1981): Decay of heterogeneous detritus: a general Model. *Journal of theoretical Biology* **89**: 539-547.
- CARTER M.R. (1991): Ninhydrin-reactive N released by the fumigation-extraction method as a measure of microbial biomass under field conditions. *Soil Biology and Biochemistry* **23**: 139-143.
- CASIDA L.E., D.A. KLEIN & T. SANTORO (1964): Soil dehydrogenase activity. *Soil Science* **98**: 371-376.
- CHAPMAN S.J. & T.R.G. GRAY (1986): Importance of cryptic growth, yield factors and maintenance energy in models of microbial growth in soil. *Soil Biology and Biochemistry* **18**: 1-4.
- CHERTOV O.G. & A.S. KOMAROV (1997): SOMM: A model of soil organic matter dynamics. *Ecological Modelling* **94**: 179-189.
- CLARHOLM M. (1994): The microbial loop in soil. In: K. RITZ, J. DIGHTON & K.E. GILLER (Hrsg.), *Beyond the Biomass*. British Society of Soil Science 221-230.
- COLLINS H.P., L.F. ELLIOTT & R.I. PAPENDICK (1990): Wheat straw decomposition and changes in decomposability during field exposure. *Soil Science Society of America Journal* **54**: 1013-1016.

- COLLINS H.P., P.E. RASMUSSEN & C.L. DOUGLAS JR (1992): Crop rotation and residue management effects on soil carbon and microbial dynamics. *Soil Science Society of America Journal* **56**: 783-788.
- COOTE D.R. & J.F. RAMSEY (1983): Quantification of the effects of over 35 years of intensive cultivation of four soils. *Canadian Journal of Soil Science* **63**: 1-14.
- CROOKE W.M. & W.E. SIMPSON (1971): Determination of  $\text{NH}_4^+$  in Kjeldahl digests of crops by an automated procedure. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **22**: 9-10.
- DARRAH P.R. (1991): Models of the rhizosphere. *Plant and Soil* **133**: 187-199.
- DE WILLIGEN P. (1991): Nitrogen turnover in the soil-crop system; comparison of fourteen simulation models. *Fertilizer Research* **27**: 141-149.
- EHLERS W. (1996): Wasser in Boden und Pflanze. Ulmer, Stuttgart.
- ENGEL T. (1991): Entwicklung und Validierung eines Simulationsmodells zur Stickstoffdynamik in Boden und Pflanze mit Hilfe objektorientierter Programmierung. Dissertation München.
- ENQUETE-BERICHT (1992): Erster Bericht der Enquete-Kommission "Schutz der Erdatmosphäre" des deutschen Bundestages (Hrsg.), Economica Verlag, Bonn.
- FRANKO U. (1984): Einfluß niedriger Temperaturen auf die Umsetzung der organischen Substanz im Boden. *Archiv für Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde Berlin* **22**: 533-536.
- FRANZLUEBBERS A.J., F.M. HONS & D.A. ZUBERER (1994): Long-term changes in soil carbon and nitrogen pools in wheat management systems. *Soil Science Society of America Journal* **58**: 1639-1645.
- GALL H., M. BURCK, S. KLITSCH & B. ZACHOW (1994): Ergebnisse der Lysimetermessungen in Groß-Lüsewitz aus pflanzenbaulicher Sicht. *Wasser und Boden* **46**: 64-68.
- GERSON U. & I. CHET (1981): Are allochthonous and autochthonous soil microorganisms r- and K-selected? *Revue d'Écologie et de Biologie du Sol* **18**: 285-289.
- GISI U. (1990): Bodenökologie. Thieme, Stuttgart.
- GOTTSCHAL J.C. (1992): Substrate capturing and growth in various ecosystems. *Journal of Applied Bacteriology Symposium Supplement* **73**: 39S-48S.

- GRANT R.F. & P. ROCHETTE (1994): Soil microbial respiration at different water potentials and temperatures: theory and mathematical modeling. *Soil Science Society of America Journal* **58**: 1681-1690.
- GRANT R.F., N.G. JUMA & W.B. MCGILL (1993a): Simulation of carbon and nitrogen transformations in soil: mineralization. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1317-1329.
- GRANT R.F., N.G. JUMA & W.B. MCGILL (1993b): Simulation of carbon and nitrogen transformations in soil: microbial biomass and metabolic products. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1331-1338.
- HADAS A., S. FEIGENBAUM, M. SOFER, J.A.E. MOLINA & C.E. CLAPP (1993): Decomposition of nitrogen-15-labeled wheat and cellulose in soil: modeling tracer dynamics. *Soil Science Society of America Journal* **57**: 996-1001.
- HAIDER K. & F. AZAM (1983): Umsetzung  $^{14}\text{C}$ -markierter Pflanzeninhaltsstoffe im Boden in Gegenwart von  $^{15}\text{N}$ -Ammonium. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **146**: 151-159.
- HANSEN S., H.E. JENSEN, N.E. NIELSEN & H. SVENDSEN (1991): Simulation of nitrogen dynamics and biomass production in winter wheat using the Danish simulation model DAISY. *Fertilizer Research* **27**: 245-259.
- HANSEN S., H.E. JENSEN, N.E. NIELSEN & H. SVENDSEN (1993): The soil plant system model DAISY - basic principles and modelling approach. The Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen.
- HARDEN T. (1998): Modellstatistik. In: T. HARDEN & B. SCHÜTTE: 333 Lösungen für Excel. Data Becker Verlag, Düsseldorf.
- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1993): Mineralization of straw and formation of soil microbial biomass in a soil treated with simazine and dinoterb. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1273-1276.
- HARPER S.H.T. (1989): A critical comparison of methods to monitor the decay rate of straw in field soils. *Journal of Soil Science* **40**: 675-683.
- ISERMEYER H. (1952): Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Karbonate im Boden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung, Düngung und Bodenkunde* **56**: 26-38.
- JACKSON L.E., J.P. SCHIMEL & M.K. FIRESTONE (1989): Short-term partitioning of ammonium and nitrate between plants and microbes in an annual grassland. *Soil Biology and Biochemistry* **21**: 409-415.

- JANSSEN B.H. (1984): A simple method for calculating decomposition and accumulation of 'young' soil organic matter. *Plant and Soil* **76**: 297-304.
- JARVIS S.C., E.A. STOCKDALE, M.A. SHEPHERD & D.S. POWLSON (1996): Nitrogen mineralization in temperate agricultural soils: Processes and measurement. *Advances in Agronomy* 187-235.
- JENKINSON D.S. (1988): The determination of microbial biomass carbon and nitrogen in soil. In: J.R. WILSON (Hrsg.), *Advances in Nitrogen Cycling in Agricultural Ecosystems*; CAB International, Wallingford (U.K.): 368-386.
- JENKINSON D.S. & L.C. PARRY (1989): The Nitrogen Cycle in the Broadbalk Wheat Experiment: A Model for the Turnover of Nitrogen through the Soil Microbial Biomass. *Soil Biology and Biochemistry* **21**: 535-541.
- JENKINSON D.S. & D.S. POWLSON (1976): The effects of biocidal treatments on metabolism in soil-V. A method for measuring soil biomass. *Soil Biology and Biochemistry* **8**: 209-213.
- JENKINSON D.S. & J.H. RAYNER (1977): The turnover of soil organic matter in some of the Rothamsted Classical Experiments. *Soil Science* **123**: 298-305.
- JENKINSON D.S., P.B.S. HART, J.H. RAYNER & L.C. PARRY (1987): Modelling the turnover of organic matter in long-term experiments at Rothamsted. *INTECOL Bulletin* **15**: 1-8.
- JENSEN B. (1993): Rhizodeposition by  $^{14}\text{CO}_2$  pulse-labelled spring barley grown in small field plots on sandy loam. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1553-1559.
- JENSEN B. (1994): Rhizodeposition by field-grown winter barley exposed to  $^{14}\text{CO}_2$  pulse-labelling. *Applied Soil Ecology* **1**: 65-74.
- JÖRGENSEN R.G. (1995): Die quantitative Bestimmung der mikrobiellen Biomasse in Böden mit der Chloroform-Fumigations-Extraktions-Methode. *Göttinger Bodenkundliche Berichte* **104**.
- JOERGENSEN R.G. (1996): Quantification of the microbial biomass by determining ninhydrin-reactive N. *Soil Biology and Biochemistry* **28**: 301-306.
- JOERGENSEN R.G. & P.C. BROOKES (1990): Ninhydrin-reactive nitrogen measurements of microbial biomass in 0,5 M  $\text{K}_2\text{SO}_4$  soil extracts. *Soil Biology and Biochemistry* **22**: 1023-1027.
- JOERGENSEN R.G., P.C. BROOKES & D.S. JENKINSON (1990): Survival of the soil microbial biomass at elevated temperatures. *Soil Biology and Biochemistry* **22**: 1129-1136.



- JOERGENSEN R.G., T. HARDEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1991): Einfluß von bioziden Substanzen auf die Bodenmikroflora nach Zugabe von  $^{14}\text{C}$ -markiertem Stroh. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **66**: 515-518.
- JOERGENSEN R.G., H. KÜBLER, B. MEYER & V. WOLTERS (1993): Die Beziehungen von mikrobiell gebundenem C, N und P in Acker- und Graslandböden. *VDLUFA-Schriftenreihe* **37**: 189-192.
- JOERGENSEN R.G., B. MEYER & T. MUELLER (1994): Time-course of the soil microbial biomass under wheat. - A one year field study. *Soil Biology and Biochemistry* **26**: 987-994.
- JOERGENSEN R.G. & T. MUELLER (1996): The fumigation-extraction method to estimate soil microbial biomass: calibration of the  $k_{\text{EN}}$  value. *Soil Biology and Biochemistry* **28**: 33-37.
- JONES C.A. & J.R. KINIRY (1986): Ceres-N Maize: A simulation model of maize growth and development. Texas A&M Univ. Press, College Station.
- KAISER E.-A. & O. HEINEMEYER (1993): Seasonal variations of soil microbial biomass carbon within the plough layer. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1649-1655.
- KARTSCHALL T. & U. FRANKO (1987): Reaktionskinetisches Modellkonzept zur Beschreibung von Mineralisierungsprozessen. *Archiv für Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde* **31**: 33-40.
- KEENEY D.R. & J.M. BREMNER (1966): Comparison and evaluation of laboratory methods of obtaining an index of soil nitrogen availability. *Agronomy Journal* **58**: 498-503.
- KERSEBAUM K.C. (1989): Die Simulation der Stickstoff-Dynamik von Ackerböden. Dissertation Hannover.
- KERSEBAUM K.C. & J. RICHTER (1991): Modelling nitrogen dynamics in a plant-soil system with a simple model for advisory purposes. *Fertilizer Research* **27**: 273-281.
- KERSEBAUM K.C. & O. RICHTER (1994): A model approach to simulate C and N transformations through microbial biomass. In: J.J. NEETSON & J. HASSINK (Hrsg.), Nitrogen mineralization in agricultural soils; proc. symp. held at the Institute for Soil Fertility Research, Haren, NL, 19-20 April 1993; AB-DLO, Haren: 221-230.
- KILLHAM K., M. AMATO & J.N. LADD (1993): Effect of substrate location in soil and soil pore-water regime on carbon turnover. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 57-62.

- KLEIN D.A., T.C. LOH & R.L. GOULDING (1971): A rapid procedure to evaluate the dehydrogenase activity of soil low in organic matter. *Soil Biology and Biochemistry* **3**: 385-387.
- LENHARD G. (1956): Die Dehydrogenaseaktivität des Bodens als Maß für die Mikroorganismen-tätigkeit im Boden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung, Düngung und Bodenkunde* **73**: 1-11.
- LI C., S. FROLKING & R. HARRISS (1994): Modeling carbon biogeochemistry in agricultural soils. *Global Biogeochemical Cycles* **8**: 237-254.
- LINDLOFF A., R. NIEDER & J. RICHTER (1994): Temporary microbial immobilization of nitrogen in an arable loess soil. In: J.J. NEETSON & J. HASSINK (Hrsg.), Nitrogen mineralization in agricultural soils; proc. symp. held at the Institute for Soil Fertility Research, Haren, NL, 19-20 April 1993; AB-DLO, Haren: 169-173.
- LOAGUE K. & R.E. GREEN (1991): Statistical and graphical methods for evaluation solute transport models: Overview and application. *Journal of Contaminant Hydrology* **7**: 57-73.
- VON LÜTZOW M. (1993): Jahreszeitliche Fluktuation der mikrobiellen Biomasse und ihres Stickstoffgehaltes in konventionell und biologisch-dynamisch bewirtschafteten Parabraunerden der Friedberger Wetterau. Dissertation Giessen.
- MARTENS R. (1995): Methoden zur quantitativen Bestimmung und Charakterisierung der mikrobiellen Biomasse des Bodens. *Landbauforschung Völkenrode* **160**.
- MARTIN J.K. & R. MERCKX (1992): The partitioning of photosynthetically fixed carbon within the rhizosphere of mature wheat. *Soil Biology and Biochemistry* **24**: 1147-1156.
- MCGILL W.B., H.W. HUNT, R.G. WOODMASEE & J.O. REUSS (1981): Phoenix, a model of the dynamics of carbon and nitrogen in grassland soils. In: F.E. CLARK & T. ROSSWALL (Hrsg.), Terrestrial Nitrogen Cycles. *Ecological Bulletin* **33**: 49-115.
- MCGILL W.B., K.R. CANNON, J.A. ROBERTSON & J.D. COOK (1986): Dynamics of soil microbial biomass and water-soluble organic C in Breton L after 50 years of cropping to two rotations. *Canadian Journal of Soil Science* **66**: 1-19.
- MICHAELIS L. & M.L. MENTEN (1913): Die Kinetik der Invertinwirkung. *Geochemische Zeitschrift* **49**: 333-369.

- MOLINA J.A.E., C.E. CLAPP, M.J. SHAFFER, F.W. CHICHESTER & W.E. LARSON (1983): NCSOIL, a model of nitrogen and carbon transformations in soil: description, calibration, and behaviour. *Soil Science Society of America Journal* **47**: 85-91.
- MONOD J. (1942): Recherches sur la croissance des cultures bacteriennes.; Hermann, Paris.
- MOORE S. & W.H. STEIN (1948): Photometric ninhydrin method for use in the chromatography of amino acids. *Journal of Biological Chemistry* **176**: 367-388.
- MÜLLER T. (1992): Zeitgang der mikrobiellen Biomasse in der Ackerkrume einer mitteleuropäischen Löß-Parabraunerde. Dissertation Göttingen.
- MUELLER T., R.G. JOERGENSEN & B. MEYER (1992): Estimation of soil microbial biomass C in the presence of fresh roots by fumigation-extraction. *Soil Biology and Biochemistry* **24**: 179-181.
- MUELLER T., L.S. JENSEN, J. MAGID & N.E. NIELSEN (1997): Temporal variation of C and N turnover in soil after oilseed rape straw incorporation in the field: simulations with the soil-plant-atmosphere model DAISY. *Ecological Modelling* **99**: 247-262.
- NEMETH K., H. BARTELS & M. VOGEL (1986): Die Bestimmung des pflanzenverfügbaren anorganischen und organischen Bodenstickstoffs mittels EUF. *Zuckerindustrie* **111**: 932-937.
- NEMETH K., J. MAIER & K. MENGEL (1987): EUF-extrahierbarer Stickstoff und dessen Beziehung zu Stickstoffaufnahme und Ertrag von Weizen. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **150**: 369-374.
- NICOLARDOT B., G. FAUVET & D. CHENEY (1994): Carbon and nitrogen cycling through soil microbial biomass at various temperatures. *Soil Biology and Biochemistry* **26**: 253-261.
- NIEDER R. & J. RICHTER (1989): Die Bedeutung der Umsetzung von Weizenstroh im Hinblick auf den C- und N-Haushalt von Löß Ackerböden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **152**: 415-420.
- NIEDER R., A. WILLENBOCKEL, E. NEUGEBAUER & J. RICHTER (1995): Die Rolle der mikrobiellen Biomasse und des mineralisch fixierten Ammoniums bei den Stickstoff-Transformationen in niedersächsischen Löß-Ackerböden unter Winter-Weizen. I. Poolgrößenveränderungen. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **158**: 469-475.

- NIEDER R., E. NEUGEBAUER, A. WILLENBOCKEL, K.C. KERSEBAUM & J. RICHTER (1996): Nitrogen transformation in arable soils of North-West Germany during the cereal growing season. *Biology and Fertility of Soils* **22**: 179-183.
- NORDMEYER H. & J. RICHTER (1985): Incubation experiments on nitrogen mineralization in loess and sandy soils. *Plant and Soil* **83**: 433-445.
- NUSKE A. & J. RICHTER (1981): N-mineralization in Lossparabrownearths: Incubation experiments. *Plant and Soil* **59**: 237-247.
- OCIO J.A., P.C. BROOKES & D.S. JENKINSON (1991): Field incorporation of straw and its effects on soil microbial biomass and soil inorganic N. *Soil Biology and Biochemistry* **23**: 171-176.
- OTHMER & BORK (1989): Characterization of the soils at the investigation sites. *Landschaftsgenese und Landschaftsökologie* **16**: 73-86.
- OTTER-NACKE S. & H. KUHLMANN (1991): A comparison of the performance of N simulation models in the prediction of  $N_{min}$  on farmers fields in the spring. *Fertilizer Research* **27**: 341-347.
- PARNAS H. (1976): A theoretical explanation of the priming effect based on microbial growth with two limiting substrates. *Soil Biology and Biochemistry* **8**: 139-144.
- PARTON W.J., D.S. SCHIMEL, C.V. COLE & D.S. OJIMA (1987): Analysis of factors controlling soil organic matter levels in Great Plains grasslands. *Soil Science Society of America Journal* **51**: 1173-1179.
- PATRA D.D., P.C. BROOKES, K. COLEMAN & D.S. JENKINSON (1990): Seasonal changes of soil microbial biomass in an arable and a grassland soil which have been under uniform management for many years. *Soil Biology and Biochemistry* **22**: 739-742.
- PATRA D.D., S. CHAND & M. ANWAR (1995): Seasonal changes in microbial biomass in soils cropped with palmarosa (*Cymbopogon martinii* L.) and Japanese mint (*Mentha arvensis* L.) in subtropical India. *Biology and Fertility of Soils* **19**: 193-196.
- PAUSTIAN K. (1985): Influence of fungal growth pattern on decomposition and nitrogen mineralization in a model system. In: A.H. FITTER (Hrsg.), *Ecological Interactions in Soil*; Blackwall Scientific, Oxford: 159-174.
- PLATTE H. (1996): Über den Einfluß der mikrobiellen Biomasse eines Auenbodens während und nach mehrjähriger Grünbrache auf die N-Versorgung der Feldfrüchte. Dissertation Göttingen.

- POWLSON D.S., P.C. BROOKES & B.T. CHRISTENSEN (1987): Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. *Soil Biology and Biochemistry* **19**: 159-164.
- REINERTSEN S.A., L.F. ELLIOTT, V.L. COCHRAN & G.S. CAMPBELL (1984): Role of available carbon and nitrogen in determining the rate of wheat straw decomposition. *Soil Biology and Biochemistry* **16**: 459-464.
- RICHTER J., H. NORDMEYER & K.C. KERSEBAUM (1985): Simulation of nitrogen regime in loess soils in the winter half-year comparison between field measurements and simulations. *Plant and Soil* **83**: 419-432.
- ROSS D.J. (1970): Effects of storage on dehydrogenase activity of soils. *Soil Biology and Biochemistry* **2**: 55-61.
- ROTH D., R. GÜNTHER & R. ROTH (1988): Transpirationskoeffizienten und Wasserausnutzungsraten landwirtschaftlicher Fruchtarten. 1. Mitteilung: Transpirationskoeffizienten und Wasserausnutzungsraten von Getreide, Hackfrüchten und Silomais unter Feldbedingungen und in Gefäßversuchen. *Archiv für Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde* **32**: 397-403.
- SAUERBECK D. & B. JOHNEN (1976): Der Umsatz von Pflanzenwurzeln im Laufe der Vegetationsperiode und dessen Beitrag zur Bodenatmung. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **139**: 315-328.
- SCHARPF HC. & J. WEHRMANN (1975): Die Bedeutung des Mineralstickstoffvorrates des Bodens zu Vegetationsbeginn für die Bemessung der N-Düngung zu Winterweizen. *Landwirtschaftliche Forschung* **32**: 100-114.
- SCHIMEL J.P., L.E. JACKSON & M.K. FIRESTONE (1989): Spatial and temporal effects on plant-microbial competition for inorganic nitrogen in a california annual grassland. *Soil Biology and Biochemistry* **21**: 1059-1066.
- SCHMIDHALTER U., R. STRASSER & J.J. OERTLI (1992): Zeitliche und räumliche Variabilität von Mineralstickstoff im Boden. *Landwirtschaft Schweiz* **5**: 354-362.
- SMITH O.L. (1979): An Analytical Model of the Decomposition of Soil Organic Matter. *Soil Biology and Biochemistry* **11**: 585-606.
- SPARLING G. & C. ZHU (1993): Evaluation and calibration of biochemical methods to measure microbial biomass C and N in soils from western Australia. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1793-1801.
- SPARLING G.P., M.V. CHESHIRE & C.M. MUNDIE (1983): Effect of barley plants on the decomposition of <sup>14</sup>C-labelled soil organic matter. *Journal of Soil Science* **33**: 89-100.

- SPARLING G.P., A.W. WEST & K.N. WHALE (1985): Interference from plant roots in the estimation of soil microbial ATP, C, N, and P. *Soil Biology and Biochemistry* **17**: 275-278.
- SØRENSEN L.H. (1987): Organic matter and microbial biomass in a soil incubated in the field for 20 years with  $^{14}\text{C}$ -labelled barley straw. *Soil Biology and Biochemistry* **19**: 39-42.
- STANFORD G., M.H. FRERE & D.H. SCHWANINGER (1973): Temperature coefficient of soil nitrogen mineralization. *Soil Science* **115**: 321-323.
- STENGER R., E. PRIESACK & F. BEESE (1995): Rates of net nitrogen mineralization in disturbed and undisturbed soils. *Plant and Soil* **171**: 323-332.
- STOCKFISCH N. (1997): Strohabbau durch Mikroorganismen und Regenwürmer in zwei Bodenbearbeitungssystemen. Dr. Kovač, Hamburg.
- STOTT D.E., L.F. ELLIOTT, R.I. PAPENDICK & G.S. CAMPBELL (1986): Low temperature or low waterpotential effects on the microbial decomposition of wheat residue. *Soil Biology and Biochemistry* **18**: 577-582.
- STROO H.F., K.L. BRISTOW, L.F. ELLIOTT, R.I. PAPENDICK & G.S. CAMPBELL (1989): Predicting rates of wheat residue decomposition. *Soil Science Society of America Journal* **53**: 91-99.
- SWINNEN J., J.A. VAN VEEN & R. MERCKX (1995): Carbon fluxes in the rhizosphere of winter wheat and spring barley with conventional vs integrated farming. *Soil Biology and Biochemistry* **27**: 811-820.
- TABATABAI M.A. (1982): Soil enzymes. In: A.L. PAGE, R.H. MILLER & D.R. KEENEY (Hrsg.), *Methods of Soil Analysis, Part 2*; Am. Soc. Agronom. Inc.: 903.
- THALMANN A. (1967): Über die mikrobielle Aktivität und ihre Beziehung zu Fruchtbarkeitsmerkmalen einiger Ackerböden unter besonderer Berücksichtigung der Dehydrogenaseaktivität. Dissertation Justus-Liebig-Universität Giessen.
- THALMANN A. (1968): Zur Methodik der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität im Boden mittels Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC). *Landwirtschaftliche Forschung* **21**: 249-258.
- TREHAN S.P. (1996): Immobilisation of  $^{15}\text{NH}_4^+$  in three soils by chemical and biological processes. *Soil Biology and Biochemistry* **28**: 1021-1027.
- VANCE E.D., P.C. BROOKES & D.S. JENKINSON (1987): An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biology and Biochemistry* **19**: 703-707.

- VDLUFA (1991): Methodenbuch, Band I. Die Untersuchung von Böden. VDLUFA-Verlag, Darmstadt.
- WARDLE D.A. (1992): A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. *Biological Reviews* **67**: 321-358.
- WARDLE D.A. & D. PARKINSON (1991): A statistical evaluation of equations for predicting total microbial biomass carbon using physiological and biochemical methods. *Agriculture, Ecosystems and Environment* **34**: 75-86.
- WEHRMANN J. & H.C. SCHARPF (1986): The N<sub>min</sub>-method - an aid to integrate various objectives of nitrogen fertilization. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **149**: 428-440.
- WESSEN B. & B. BERG (1986): Long-term decomposition of barley straw: chemical changes and ingrowth of fungal mycelium. *Soil Biology and Biochemistry* **18**: 53-59.
- WICKLICKY L. & K. NEMETH (1981): Düngungsoptimierung mittels EUF-Bodenuntersuchung bei der Zuckerrübe. *Zuckerindustrie* **106**: 982-988.
- WIDMER P. (1993): Zeitliche und räumliche Variabilität der mikrobiellen Biomasse in niedersächsischen Böden. Dissertation Hannover.
- WU J., R.G. JOERGENSEN, B. POMMERENING, R. CHAUSSOD & P.C. BROOKES (1990): Measurement of soil microbial biomass C by fumigation-extraction - an automated procedure. *Soil Biology and Biochemistry* **22**: 1167-1169.
- WU J., P.C. BROOKES & D.S. JENKINSON (1993): Formation and destruction of microbial biomass during the decomposition of glucose and ryegrass in soil. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1435-1441.
- XU J.G. & N.G. JUMA (1994): Relations of shoot C, root C and root length with root-released C of two barley cultivars and the decomposition of root-released C in Soil. *Canadian Journal of Soil Science* **74**: 17-22.





## ***Danksagung***

Mein herzlicher Dank gilt allen, deren Hilfe und Ermutigung mit zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben.

Ein ganz besonderer Dank gilt Herrn PD Dr. R. Nieder für die Überlassung des interessanten Themas, für die mir gewährte Freizügigkeit während der Bearbeitung, für seine ständige Diskussionsbereitschaft und die vorbildliche Betreuung der Arbeit.

Herrn Prof. Dr. O. Larink danke ich für die freundliche Übernahme des Korreferats.

Einen Dank an alle Helfer, die mich bei der Datenerhebung unterstützt haben. Ganz besonders bei Andreas Hartmann, Andreas Pacholski, Burkhard Bosse, Carmen Marheinecke, Anke Schael, Alwin Küsters und Birgit Heine möchte ich mich an dieser Stelle für die wertvolle Unterstützung bedanken.

Vielen Dank an Herrn Dr. O. Heinemeyer, Herrn Dr. E. A. Kaiser, Herrn Björn Leinemann und Frau Andrea Oehns-Rittgerott aus dem Institut für Bodenbiologie der FAL für die tatkräftige Unterstützung bei der C-Analytik. Für die Messung der Dehydrogenaseaktivität bedanke ich mich bei Beate Hellig aus dem Institut für Bodenzoologie. Ebenso bedanke ich mich bei den Mitarbeitern des Instituts für Unkrautforschung der BBA, insbesondere bei Herrn Dr. H. Nordmeyer, für die freundliche Unterstützung.

Für fruchtbare Diskussionen und Hilfestellungen bedanke ich mich bei Herrn PD Dr. R. G. Jörgensen, Frau Dr. N. Stockfisch, Herrn Dr. S. Blagodatsky, Herrn Dr. Th. Streck, Herrn Dr. G. M. Richter, Herrn Dr. R. Martens und Herrn Dr. T. Müller. Herrn Dr. D. K. Benbi danke ich für die gemeinsamen ersten Schritte bei der Modellierung.

Allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Arbeitsgruppe Jörg Richter sei für das gute Arbeitsklima gedankt, das vieles erleichtert hat.

Schließlich wären in dieser Arbeit noch mehr Tippfehler und unglückliche Formulierungen wenn nicht Torsten Eckelt, Nicol Stockfisch, Insa Brokhof und Gudula Kreykenbohm die Mühe des Korrekturlesens auf sich genommen hätten. Ich danke ihnen ganz herzlich für die schnelle und sorgfältige Erledigung.

Meiner Mutter und Nicol danke ich von ganzem Herzen für das Vertrauen und die Zuversicht, mit der sie mich während meiner Arbeit begleiteten.

Der Deutschen Forschungsgemeinschaft sei für die finanzielle Unterstützung der Arbeit gedankt.

## Veröffentlichungen des Autors

### Publikationen

- JOERGENSEN R.G., T. HARDEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1991): Einfluß von bioziden Substanzen auf die Bodenmikroflora nach Zugabe von  $^{14}\text{C}$ -markiertem Stroh. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **66**: 515-518.
- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1992): Microbial biomass C and N after straw addition to a herbicide treated soil. In: J.P.E. ANDERSON, D.J. ARNOLD, F. LEWIS & L. TORSTENSSON (Hrsg.) *Proceedings of the 4<sup>th</sup> International Symposium on Environmental Aspects of Pesticide Microbiology*; Sigtuna, Sweden; 100-104.
- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1993): Soil microbial biomass estimated by fumigation-extraction and substrate-induced respiration in two pesticide-treated soils. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 679-683.
- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1993): Mineralization of straw and formation of soil microbial biomass in a soil treated with simazine and dinoterb. *Soil Biology and Biochemistry* **25**: 1273-1276.
- HARDEN T., A. HARTMANN, R. NIEDER & J. RICHTER (1995): Mikrobielle Stickstoffimmobilisation in einem Lößboden unter Winterweizen nach Applikation verschiedener Mineraldünger-N-Formen. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **76**: 787-790.
- HARDEN T., T. LICKFETT, E. PRZEMECK & A.J. BEBLIK (1996): Modelling nitrate leaching in crop rotations with oilseed rape (*Brassica napus* L.) under different production intensities. *Transactions of the 9<sup>th</sup> International Nitrogen Workshop*; Braunschweig, Germany; 411-414.
- BEBLIK A.J., T. LICKFETT & T. HARDEN (1996): A multicase optimization procedure for fitting plant growth parameters in the SUCROS based N dynamics model MINERVA. *Transactions of the 9<sup>th</sup> International Nitrogen Workshop*; Braunschweig, Germany; 79-82.
- HARDEN T., R. NIEDER & J. RICHTER (1996): Vegetationsgebundene Dynamik des Stickstoffs in Ackerböden. In: O. RICHTER, D. SÖNDGERATH & B. DIEKKRÜGER (Hrsg.) *Landschaftsökologie und Umweltforschung* **24** (2): 643-664.
- HARDEN T., S. A. BLAGODATSKY, R. NIEDER & J. RICHTER (1997): Modellierung der zeitlichen Dynamik von mikrobieller Biomasse und  $\text{N}_{\text{min}}$  während einer Langzeitinkubation mit Stroh. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **85**: 501-504.

## Tagungsbeiträge

- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1991): Einfluß von bioziden Substanzen auf die Bodenmikroflora nach Zugabe von  $^{14}\text{C}$ -markiertem Stroh (Poster). Jahrestagung der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft, Bayreuth.
- HARDEN T., R.G. JOERGENSEN, B. MEYER & V. WOLTERS (1992): Microbial biomass C and N after straw addition to a herbicide treated soil (Poster). 4<sup>th</sup> International Symposium on Environmental Aspects of Pesticide Microbiology, Sigtuna (Schweden).
- HARDEN T., A. HARTMANN, R. NIEDER & J. RICHTER (1995): Mikrobielle Stickstoff-immobilisation in einem Lössboden unter Winterweizen nach Applikation verschiedener Mineraldünger-N-Formen (Poster). Jahrestagung der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft, Halle.
- HARDEN T., T. LICKFETT, E. PRZEMECK & A.J. BEBLIK (1996): Modelling nitrate leaching in crop rotations with oilseed rape (*Brassica napus* L.) under different production intensities (Poster). 9<sup>th</sup> International Nitrogen Workshop, Braunschweig.
- BEBLIK A.J., T. LICKFETT & T. HARDEN (1996): A multicase optimization procedure for fitting plant growth parameters in the SUCROS based N dynamics model MINERVA (Vortrag). 9<sup>th</sup> International Nitrogen Workshop, Braunschweig.
- HARDEN T., R. NIEDER & J. RICHTER (1996): Die Dynamik der mikrobiellen Biomasse und deren Beitrag zur N-Immobilisation (Vortrag). Abschlußkolloquium des Sonderforschungsbereichs 179 der Deutschen Forschungsgemeinschaft, Braunschweig.
- HARDEN T., T. LICKFETT & A.J. BEBLIK (1997): Assessing the risk of nitrate leaching in crop rotations with oilseed rape under different production intensities (Poster). International Conference on Sustainable Agriculture for Food, Energy and Industry, Braunschweig.
- HARDEN T., S. A. BLAGODATSKY, R. NIEDER & J. RICHTER (1997): Modellierung der zeitlichen Dynamik von mikrobieller Biomasse und  $\text{N}_{\text{min}}$  während einer Langzeitinkubation mit Stroh (Poster). Jahrestagung der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft, Konstanz.
- HARDEN T. (1998): Die Bedeutung mikrobieller Umsetzungsprozesse für die N-Mineralisation und Immobilisation (Vortrag). Gemeinsame Sitzung des AK Bodennutzung in Wassereinzugsgebieten und des AK Ungesättigte Zone der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft, Göttingen.